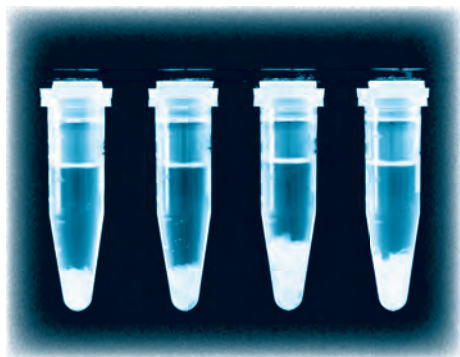


La genética y los insectos

La genética juega un papel importante en la problemática de los insectos plagas, al permitir por medio de técnicas modernas, no sólo conocer información sobre su identidad taxonómica, sino mecanismos importantes relacionados con las plantas que afectan, también los fenómenos de resistencia que los insectos desarrollan a los productos químicos que se utilizan para su combate, y el uso de métodos de control, basados en la manipulación del genoma de los insectos.





CAPÍTULO 17

Aspectos genéticos relacionados con la broca del café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari)

Pablo Benavides Machado

Comportamiento reproductivo de la broca del café

La broca del café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Curculionidae), es una especie de la subfamilia Scolytinae que ha desarrollado habilidades para reproducirse mediante cruces fraternos (Gingerich *et al.*, 1996). Las especies que han evolucionado a este tipo de reproducción pueden caracterizarse por: 1) Una alta proporción sexual que favorece a las hembras; 2) Apareamientos antes de la dispersión en el campo; 3) Colonización de nuevos huéspedes por parte de las hembras; y 4) La presencia de machos más pequeños que las hembras y sin alas funcionales (Kirkendall, 1993). En la broca del café, las hembras superan en número a los machos, en una proporción de 10 a 1 (Bergamin, 1943). Además, sólo las hembras colonizan nuevas cerezas de café, ya que los machos, fuera de ser más pequeños, no poseen alas membranosas, por lo que son incapaces de volar. Se presume de esta manera que dentro de la almendra, las hembras deben aparearse con los machos de su misma progenie (hermanos), antes de emprender el vuelo para colonizar nuevas cerezas de café.

La broca posee, además de su comportamiento reproductivo, unas condiciones biológicas y genéticas que le aseguran un alto nivel de endogamia. Mientras estudios citológicos revelan que tanto las hembras como los machos son diploides, estos últimos fallan en expresar y transmitir un set de cromosomas. Aunque dos pares de cromosomas están presentes en los espermatocitos primarios, un par no se alinea durante la única división meiótica y sólo un par de éstos es empaquetado en el esperma. De esta manera, la broca es considerada funcionalmente haplodiploide (Brun *et al.*, 1995).

La razón por la cual la broca no puede ser considerada como un organismo totalmente haplodiploide, es decir, que huevos infértiles dieran lugar a machos y aquellos fértiles a hembras, yace precisamente en la incapacidad de este insecto para producir huevos viables cuando éstos no son fertilizados. Los huevos infértiles de la broca no se desarrollan, de esta manera tanto los machos como las hembras provienen de huevos fertilizados diploides.

Estudios posteriores realizados por Brun *et al.* (1995) (Figura 17.1), indicaron que el set de cromosomas que se condensa durante la meiosis y no es expresado en células somáticas ni transmitido a las células reproductivas, es aquel proveniente del macho, por lo que la progenie de la broca hereda aquellos genes provenientes estrictamente de su madre progenitora, y se dice que la broca se reproduce mediante líneas estrictamente maternas (Benavides *et al.*, 2005). Dicho en otras palabras, las brocas hembras poseen únicamente el material genético materno y, por lo tanto, podrían ser consideradas como clones de ésta.

Los análisis citológicos realizados en cariotipos provenientes de células somáticas de hembras y de machos, muestran que las hembras son diploides, con un contenido $2n = 14$ cromosomas. Mientras que los machos muestran claramente la presencia de siete cromosomas y una masa condensada de material heterocromático, que corresponde a los cromosomas que no se alinearon durante la división meiótica y, que a su vez, no se expresaron en los hijos ni se transmitieron a la progenie.

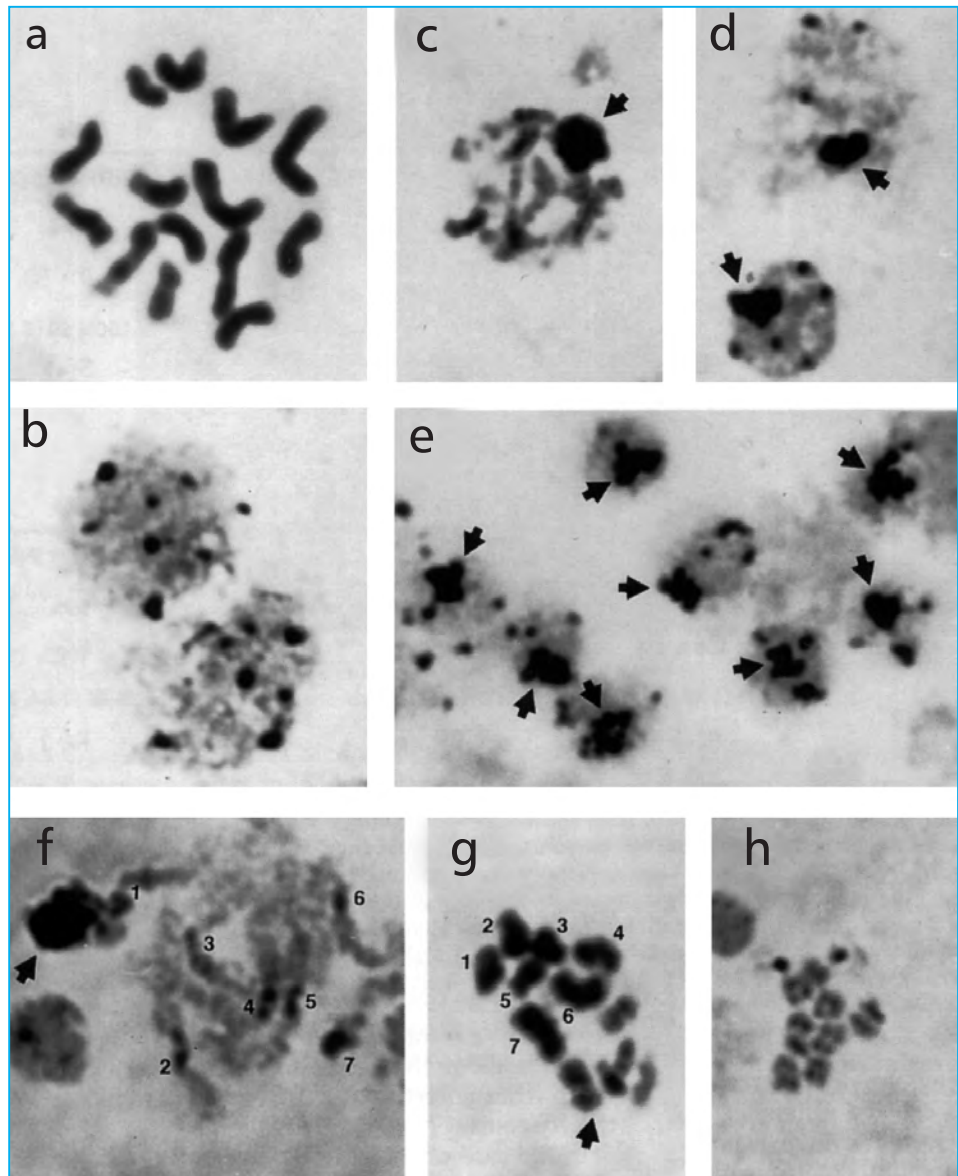


Figura 17.1. Citología de tejidos somáticos de hembras (a y b) y machos (c - e) de broca, y células reproductivas de machos (f - g). Los neuroblastos de las hembras muestran $2n=14$ cromosomas en metafase (a) y centromeros correspondientes en interfase (b). Neuroblastos de machos en profase (c) e interfase (d y e). La masa oscura de heterocromatina presente sólo en los machos muestra la condensación del set de cromosomas paterno en la broca. Espermatocitos en profase I (f), metafase I (g) y anafase I temprana (h). Los cromosomas paternos parecen desaparecer a medida que transcurre la meiosis I y desaparecen finalmente. No existe meiosis II, por lo que la espermatogénesis es esencialmente mitótica (Tomado de Brun *et al.*, 1995).

Wolbachia y determinación sexual

La probacteria *Wolbachia*, la cual ha sido registrada como distorsionador de la determinación sexual en varios insectos (Jeyaprakash y Hoy, 2000), se amplificó, clonó y secuenció a partir de ADN genómico de la broca proveniente de diferentes países (Vega *et al.*, 2002) (Figuras 17.2 y 17.3). Son varios los mecanismos reportados, por los cuales *Wolbachia* puede actuar como un distorsionador de la determinación sexual en insectos. Uno

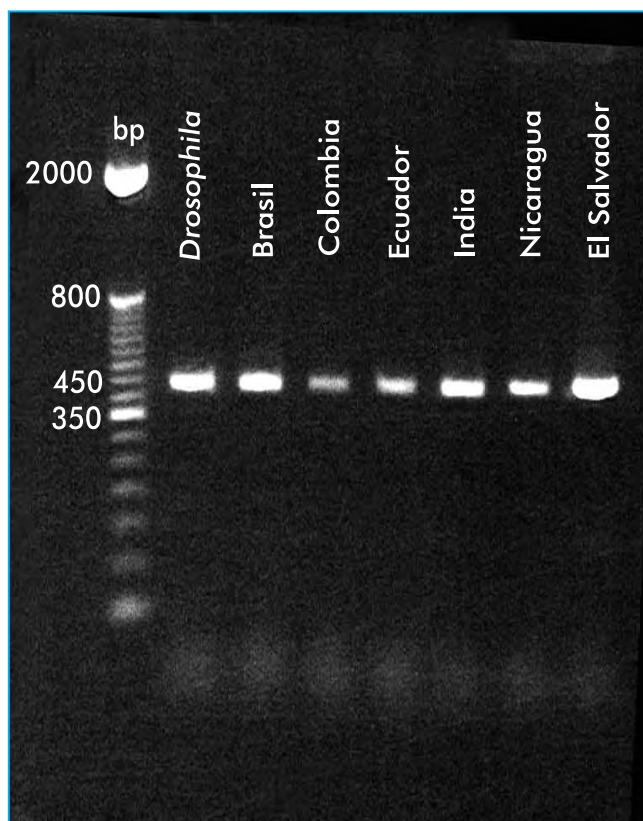


Figura 17.2. Detección de la probacteria *Wolbachia* en ADN genómico total de brocas provenientes de Brasil, Colombia, Ecuador, India, Nicaragua y El Salvador. El marcador molecular es *DNA ladder* (50bp; Gibco BRL), y el control *Drosophila* se refiere a una muestra control positiva donde *Wolbachia* se había detectado con anterioridad. Muestras provenientes de Camerún, República Dominicana, Jamaica, Indonesia y Perú no amplificaron *Wolbachia*, incluso posterior a la secuenciación del fragmento a partir de la broca. La no amplificación en estas muestras pudo deberse a la ausencia de *Wolbachia* en insectos recolectados en estos países, o a diferencias en las secuencias de ADN, o quizás a que la cantidad de ADN era muy baja o de regular calidad (Tomado de: Vega et al. 2002).

de ellos es conocido como feminización o conversión sexual, en el cual individuos genéticamente machos se convierten en hembras funcionales (Rousset et al., 1992). Igualmente, *Wolbachia* puede causar incompatibilidad citoplasmática, en la cual la fertilidad depende de la ausencia o la presencia de la probacteria en el macho o la hembra (O'Neill et al., 1997; Bourtzis y O'Neill, 1998).

Otra función de *Wolbachia* es la inducción de partenogénesis (Stouthamer et al., 1990; Zchori-Fein et al., 1992), lo que ocasiona la muerte de machos (Fialho y Stevens, 2000; Hurst et al., 2000; Jiggins et al., 2000); sin embargo, no existen evidencias contundentes de partenogénesis en la broca del café (Barrera et al., 1995). De la misma manera como *Wolbachia* ha sido reportada en otros insectos como determinador sexual, pareciera probable que esta probacteria esté jugando también un papel significativo en la broca del café. Tanto el comportamiento reproductivo de la broca como los mecanismos genéticos evidenciados en las limitadas investigaciones realizadas sobre ésta, permiten sugerir que *Wolbachia* puede estar causando incompatibilidades citoplasmáticas, y su efecto se podría explicar por una remoción o modificación de proteínas involucradas en la condensación y recondensación de cromosomas antes y después de la formación del cigoto (Bourtzis y O'Neill, 1998; Feder et al., 1999).

Las consecuencias del cruce fraternal y la haplodiploidía funcional que enmarcan el comportamiento reproductivo de la broca, necesariamente deben estar representadas en una alta endogamia de líneas estrictamente maternas, lo cual tiene como efecto la disminución de la variabilidad genética de este insecto en su desarrollo evolutivo. Esta extremadamente baja variación sugiere que la broca, a pesar de haber sido tan exitosa en colonizar casi la totalidad del área de café sembrada en el mundo, debe poseer un bajo mecanismo de defensa a compuestos novedosos de control (compuestos de antibiosis, proteínas tóxicas provenientes de otros organismos), y quizás no pueda sobreponerse a nuevas estrategias de control genético (plantas transgénicas con resistencia o introducción de genes deletéreos en la población de campo).

Variabilidad genética de la broca en una colección mundial

Con el fin de determinar la variabilidad genética de la broca en una colección mundial (Benavides *et al.*, 2005), se obtuvieron alrededor de 100 muestras provenientes de África, Asia, Centro y Sur América y las islas del Caribe. Se estableció la variabilidad genética de la broca mediante el uso de la técnica AFLP. Un mayor número de variaciones genéticas se encontró en las poblaciones de Uganda, las cuales tuvieron de dos a siete veces más variabilidad que cualquier otro país, excepto Brasil (Tabla 17.1). Sin embargo, la naturaleza de las muestras provenientes de este último país, indica que su variabilidad genética fue sobreestimada. Estas observaciones fueron consistentes con investigaciones previas de la biología de la broca. La extremadamente baja variabilidad genética encontrada en este insecto es consistente con las observaciones realizadas por Andreev *et al.* (1998), y además con lo esperado de un insecto altamente endogámico como la broca. Igualmente, se descubrió una mayor variabilidad genética cercana al presunto centro de origen, Uganda, que en las otras regiones productoras de café. La gran variación genética en dos fincas de Brasil, fue consistente con los registros históricos de la colonización de este insecto en ese país. La broca invadió inicialmente América con la introducción de semillas de café infestadas a Brasil, en 1913, provenientes de El Congo y Java. De esta manera, la mayor variabilidad genética esperada en Brasil era mayor que en otros países americanos, como por ejemplo México (Figura 17.3). Al tomar todos estos hallazgos, estas observaciones estarían indicando que las huellas moleculares reveladas mediante la técnica de AFLP podrían ser de uso en la determinación de la biogeografía de esta plaga, y para esto se realizó un análisis de varianza molecular AMOVA.

```
TGGTCCAATA AGTGATGAAG AAAC TAGCTA CTATGTTCTGTTGCAATATA
G P I S D E E T S Y Y V R L Q Y N

ATGGTGAAGT TTTACCTTTT AAAACAAAGA TTGATGGTGT TACATATAAA
G E K L P F K T K I D G V T Y K

TCAGGTAAGG ACAACAATAG TCCCTTAAAA CCATCTTTTC TAGCTGGAGG
S G K D N N S P L K P S F L A G G

TGGTGCATTT GGTATAAAAA TGGATGATAT CAGGGTTGAT GTTGAAGGAC
G A F G Y K M D D I R V D V E G L

TTTACTCACA ATTGAGTAAA GATGCAGATG TAGTAGATAC TTCTCCAGCA
Y S Q L S K D A D V V D T S P A

GTTGTAGAAA GTTTAACAGC ATTTTCAGGA CTAGTTAATG TTTATTACGA
V V E S L T A F S G L V N V Y Y D

TATAGCAATT GAAGATATGC CTATCACCCC ATATGTTGGT GTTGGTGTG
I A I E D M P I T P Y V G V G V G

GTGCAGCGTA TGTAAGCAAT CCTTTAGTAA CAGAGATTAC TGGTGATAAA
A A Y V S N P L V T E I T G D K

AAATCTGGAT TTGGTTTTGC TTATCAAGCA AAAGCTGG
K S G F G F A Y Q A K A
```

■ **Figura 17.3.** Acceso en Genbank AF389084 correspondiente al gen *Wolbachia* wspB de la broca del café (Tomado de: Vega *et al.*, 2002).

Tabla 17.1. Polimorfismos de ADN de la broca del café detectados por AFLP por país.

País	N	Total de bandas	Bandas polimórficas	% Polimorfismos
Brasil	14	201	21	10,4
Camerún	1	197	---	---
Colombia	1	192	---	---
Ecuador	5	194	1	0,5
Honduras	7	194	3	1,6
Indonesia	4	195	1	0,5
India	6	192	1	0,5
Jamaica	2	191	0	0
México	15	192	2	1,0
Nicaragua	5	198	7	3,5
Uganda	12	210	15	7,1
El Salvador	1	195	---	---

* No fue posible estimar polimorfismos debido al tamaño de muestra (Tomado de Benavides *et al.*, 2005).

Las barreras geográficas dividen en subpoblaciones las especies que están dispersas en grandes áreas. Estas especies se definen como poblaciones con subestructura, en las cuales el cruce entre individuos de la misma subpoblación ocurre en mayor medida, que aquellos entre diferentes subpoblaciones. La diferenciación genética entre subpoblaciones puede ser medida mediante el índice de fijación Φ_{ST} , el cual cuantifica el efecto de endogamia de la subestructura de poblaciones. Una especie como *H. hampei*, que se presume se reproduce por medio de líneas maternas altamente endogámicas, debería mostrar una gran diferenciación genética, tanto dentro de cada población como entre todas las poblaciones analizadas. Esto debido al establecimiento de líneas múltiples pero puras, altamente diferenciadas en cada localidad. Para evaluar esta subestructura de poblaciones en la broca, se realizó un análisis de varianza molecular o AMOVA, usando la información de las huellas moleculares obtenidas mediante AFLP. Los resultados mostraron que existe una alta diferenciación genética entre las poblaciones recolectadas en Etiopía con respecto a las muestras del resto del mundo, y una muy alta diferenciación genética entre poblaciones y entre localidades (Tabla 17.2). En este análisis fueron evidentes las consecuencias de la combinación entre pseudo-arrenotoquia y endogamia, por lo que se consideró apropiado asumir que cada huella molecular obtenida representaba una diferente línea de broca endogámica y por lo tanto, la distribución de estas huellas entre localidades sería informativa (Figura 17.4). El mayor número de líneas endogámicas se encontró en el Este de África Central (8 poblaciones), muy cercano al centro de origen de la plaga. Estas líneas comprendieron muestras de Etiopía (n=2), Kenia (n=2) y Uganda (n=12). Se encontraron líneas múltiples en Brasil (7 poblaciones,

Tabla 17.2. Análisis de varianza jerárquico de la subestructura de la broca, para nueve localidades con poblaciones no agrupadas (1) o con dos grupos (Etiopía vs. los restantes) (2).

Grupos	Varianza		G.L.*	Variación	% total	p**	Φ -Estadístico
1	Entre localidades	σ_a^2	8	0,216	46,46	0,000	$\Phi_{ST} = 0,464$
	Dentro de localidades	σ_c^2	59	0,249	53,54	0,000	
	Total		67	0,465			
2	Entre grupos	σ_a^2	1	0,102	18,17	0,224	$\Phi_{CT} = 0,181$
	Entre localidades dentro de grupos	σ_b^2	7	0,209	37,37	0,000	$\Phi_{SC} = 0,456$
	Dentro de localidades	σ_c^2	59	0,249	44,46	0,000	$\Phi_{ST} = 0,555$
	Total		67	0,560			

* Grados de libertad

** Probabilidad de obtener un valor aleatorio mayor al valor observado (Tomado de Benavides *et al.*, 2005).

n=14), América Central y el Caribe (7 poblaciones, n=19), Colombia (4 poblaciones, n=10), Ecuador (2 poblaciones, n=4) y Perú (2 poblaciones, n=10). Una huella molecular única fue descubierta en Indonesia (n=4), otra en India (n=6), y finalmente una en Camerún (n=2). Sólo cuatro líneas: FP01, FP06, FP12 y FP15, se encontraron en más de un país y sucedió únicamente con muestras de América. Estas cuatro líneas reunieron el 76% de todas las muestras latinoamericanas.

Los registros históricos y la distribución de las líneas endogámicas de broca, sugirieron que un proceso aleatorio de deriva genética debió ser el factor principal en la dispersión de *H. hampei* en Latinoamérica. El gran número de líneas descubiertas en sólo dos fincas de Brasil, continúa implicando a este país como el sitio de origen de este insecto en América. La dispersión de la broca desde Brasil hacia el resto de Latinoamérica se puede explicar por la presencia de las líneas FP06 (presente en 16 muestras) y FP15 (presente en 13 muestras), que comprendieron muestras de Brasil y otros países americanos. En la medida que este insecto invadía otras regiones cafeteras en Latinoamérica, las brocas fundadoras en cada región se convertían en una submuestra aleatoria de la diversidad genética hallada en Brasil.

La huella FP06 no fue detectada en Centro América y otras líneas que se encontraron en otros países americanos no se detectaron en Brasil. Por ejemplo, FP12 (presente en ocho muestras) sólo fue hallado en Perú y Colombia, y FP01 (presente en 18 muestras) se registró en México y Costa Rica. Para explicar la razón por la cual estas líneas no estuvieron presentes en Brasil, se debe tener en cuenta el bajo tamaño de muestra analizado en Brasil; sin embargo, la posibilidad de introducciones separadas no puede ser eliminada de este análisis, basados sólo en la distribución de líneas de *H. hampei*.

Con la idea de evaluar el efecto de la deriva genética en la distribución de las líneas de broca, se analizaron las huellas moleculares y su relación genética entre ellas. Para esto se realizó un análisis filogenético bajo el algoritmo "Neighbor-Joining", utilizando los 26 haplotipos descritos anteriormente (Figura 17.5B). Este análisis asumió que las huellas moleculares obtenidas por AFLP, revelaron suficiente variabilidad como para determinar la relación genética entre los haplotipos y que cada población colonizadora fue derivada a partir de una sola población de origen. Dado que la colonización de la broca en Asia y América debieron ocurrir de manera separada, se razonó que la distancia genética entre las muestras provenientes de estos dos continentes debería dar una idea de cómo se vería la representación de dos líneas distintas dentro de una sola localidad, como por ejemplo Brasil. Además, se razonó que la distancia genética entre muestras de Kenia y Uganda debería indicar la diversidad genética esperada en una población de origen. Para completar el análisis, se tomó como *out-group* o grupo control, el haplotipo Etíope (FP25), ya que fue recolectado cerca al sitio de origen de la plaga y además, presentaba un número desproporcionado de alelos únicos asociados a este haplotipo. El análisis filogenético separó las 26 huellas moleculares en seis grupos (Figura 17.5B). Los haplotipos de Kenia y Uganda (FP19-24 y 26) fueron asignados a un solo grupo, el cual fue claramente separado de las otras muestras. Otros cuatro grupos fueron más cercanos entre ellos. Las muestras de Indonesia y Camerún formaron uno de estos grupos, y las muestras de India otro. Las muestras americanas formaron tres grupos, de los

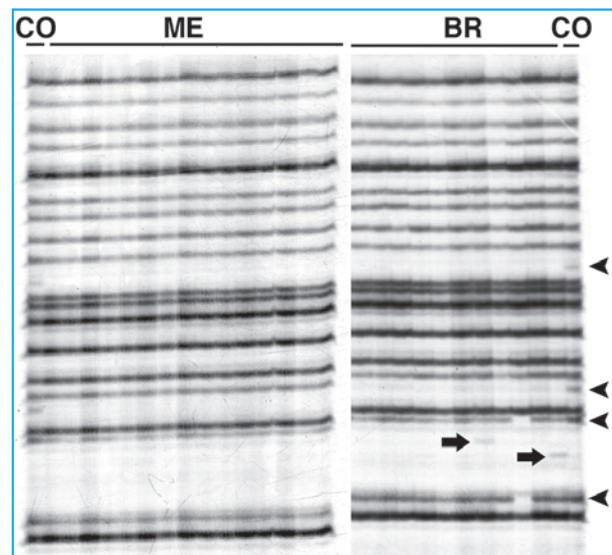


Figura 17.4. Huellas moleculares de AFLP de *Hypothenemus hampei*. Se observan dos geles que muestran huellas moleculares basadas en AFLP de muestras de Brasil (BR) y México (ME), una muestra estándar de Colombia CO03 (CO), es visible en ambos geles. El AFLP fue realizado usando una única combinación de iniciadores (E-TG/M-CTG). Cuatro polimorfismos de ADN son visibles (cabezas de flechas). Algunos falsos positivos (flechas) también pueden ser observados en los geles. Estos falsos positivos estuvieron ausentes en las otras muestras y no fueron utilizados en los análisis posteriores. Nótese la total ausencia de bandas polimórficas en muestras provenientes de México (Tomado de Benavides et al., 2005).

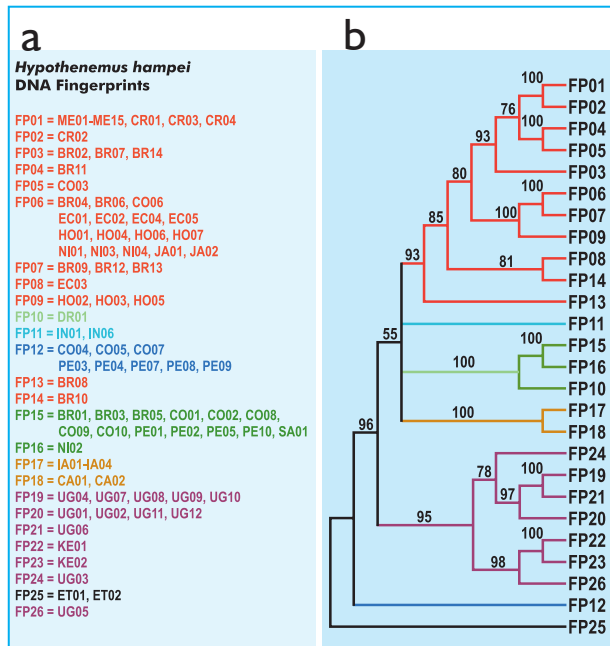


Figura 17.5. Análisis filogenético con 26 huellas moleculares de broca, usando el algoritmo Neighbor-Joining. A. Distribución de las huellas moleculares (FP01-FP26). Las huellas moleculares (haplotipos) y las muestras están relacionadas de acuerdo al color; B. Las muestras de Etiopía, en negro, fueron usadas como “out-group”. El grupo de muestras de África Central es púrpura, las de Indonesia y Camerún son naranjas, y el grupo de India es azul claro. Los tres grupos americanos están representados por los colores verde, rojo y azul oscuro (Tomado de Benavides *et al.*, 2005).

cuales dos estuvieron cercanamente relacionados a las muestras de India, Indonesia y Camerún. Los grupos más representativos de estos dos, contenían las huellas FP06, FP01 y otros diez haplotipos, mientras que el otro contenía FP15 y otros dos haplotipos. Los grupos restantes que contienen muestras americanas, consistieron en un haplotipo individual (FP12), el cual fue igualmente distante de los otros haplotipos americanos y aquellos del este de África Central.

De manera consistente con los registros históricos, los resultados obtenidos mediante la relación entre las huellas moleculares y su distribución sugirieron que las líneas de broca de Indonesia e India resultaron a partir de introducciones separadas. La cercana similitud entre huellas descubiertas en Indonesia y Camerún sugieren que la broca invadió el primer país a partir de insectos del Oeste de África Central. Igualmente, la separación de los haplotipos del Este de África Central del resto de haplotipos sugiere que la invasión de este insecto tanto en Asia

como en América debió ocurrir a partir de insectos del Oeste y no del Este de África Central. Por otro lado, Andreev *et al.* (1998) sugirieron que muestras de broca provenientes de Jamaica estuvieron más relacionadas con África que con cualquier otro país de América. Sin embargo, la línea FP06 que contiene muestras de Jamaica analizadas en esta investigación, estuvo claramente presente en otros países americanos. De cualquier manera, dado el bajo número de muestras provenientes de Jamaica, no se puede descartar que algunos insectos de broca hayan sido introducidos desde África. En esta investigación se evidenciaron no más de tres introducciones separadas de broca en América. Cada introducción putativa habría involucrado un grupo de brocas, representada por tres grupos mayoritarios: grupo 1 con las huellas FP01 y FP06, el grupo 15 con FP15, y el grupo 12 con FP12.

El análisis de “Neighbor-Joining” reforzó el argumento de que la deriva genética fue la razón por la cual ciertas líneas americanas fueron descubiertas más al norte de Brasil, a pesar de no haber sido registradas en este país. Parece que las muestras constituidas por los grupos 1 y 15 fueron introducidas a Brasil y ciertas líneas dentro de estos grupos fueron las fundadoras de aquellas descubiertas en los otros países. Entre estas líneas, la FP01 es particularmente interesante, pues fue registrada únicamente en México y Costa Rica. Dado que medidas cuarentenarias evitaron que la broca invadiera Costa Rica hasta el año 2000, es posible que *H. hampei* haya sido introducida a Costa Rica proveniente de México. Igualmente, Guatemala se reportó como el origen de la broca de Honduras, México, El Salvador y Nicaragua; sin embargo, la distancia genética entre muestras de El Salvador, Nicaragua y Honduras fue más cercana que aquella entre estas muestras y FP01. Si el origen de las poblaciones de México fuera realmente Guatemala, una relación más cercana entre México y el grupo de Honduras, El Salvador o Nicaragua debió haber sido detectada en este análisis.

La mayor evidencia de introducciones múltiples de la broca a América podría estar siendo proporcionada por la línea FP12. Esta población está más alejada de todas las líneas americanas y además, se encuentra ausente en Brasil. Ya que reportes previos han sugerido a Brasil como el origen de la introducción de broca a Perú, se sospecha que la falta de detección de esta línea en Brasil haya sido debido al bajo número de muestras recolectadas en muy pocos sitios de muestreo. Este análisis agrupó las muestras colombianas en grupos independientes

con respecto a las muestras recolectadas en Brasil, Perú y Ecuador. Esto sugiere que la broca pudo haber invadido Colombia mediante introducciones múltiples y no como consecuencia de una introducción única de origen ecuatoriano, como se reportó previamente.

Todos los resultados obtenidos durante la realización de esta investigación han sido consistentes con lo esperado en una especie que se reproduce a partir de una estricta endogamia de líneas maternas; además, la variabilidad genética fue extremadamente baja como consecuencia de la rápida fijación de nuevos alelos. La consecuencia más probable de la endogamia en la broca sería un rápido incremento en la frecuencia relativa de heterocigotos, de tal manera que se encontraría una muy alta diferenciación y una baja variabilidad genética, tal como se observó en este estudio. Estos resultados concuerdan además con investigaciones previas, donde se compararon colecciones mundiales de broca utilizando técnicas moleculares. Como consecuencia de la endogamia, mutaciones que confieren resistencia a insecticidas se fijarían rápidamente como caracteres homocigotos y se dispersarían como una línea única. Esto pondría un reto en el manejo de esta plaga, ya que el control sería muy bajo en aquellas áreas donde la dependencia a químicos es muy alta. Otra importante consideración es que la pérdida de heterocigosidad en este insecto podría aumentar su riesgo de extinción, ya que la flexibilidad genética que posee este insecto para sobrepasar una estrategia intensiva de control sería muy baja.

Variabilidad genética de la broca en Colombia

Un análisis similar fue realizado sobre 66 muestras de broca provenientes de la zona cafetera colombiana. La técnica AFLP amplificó 60 fragmentos de DNA y se observaron siete variaciones genéticas (11,7% del total de bandas generadas por AFLP). Estos resultados indican una muy baja variabilidad genética como era de esperarse (Figura 17.6). Los patrones de las bandas observadas en cada una de las 66 muestras generaron ocho huellas dactilares (Tabla 17.3). La huella COL01 comprendió el 76% del total evaluado y agrupó todas las áreas geográficas que fueron evaluadas en Colombia. Estos resultados indican que hubo una línea distribuida en todos los departamentos cafeteros de Colombia; sin embargo, hubo otras líneas en áreas específicas del país. Se observaron cuatro huellas moleculares (COL02, COL03, COL04, y COL05) que

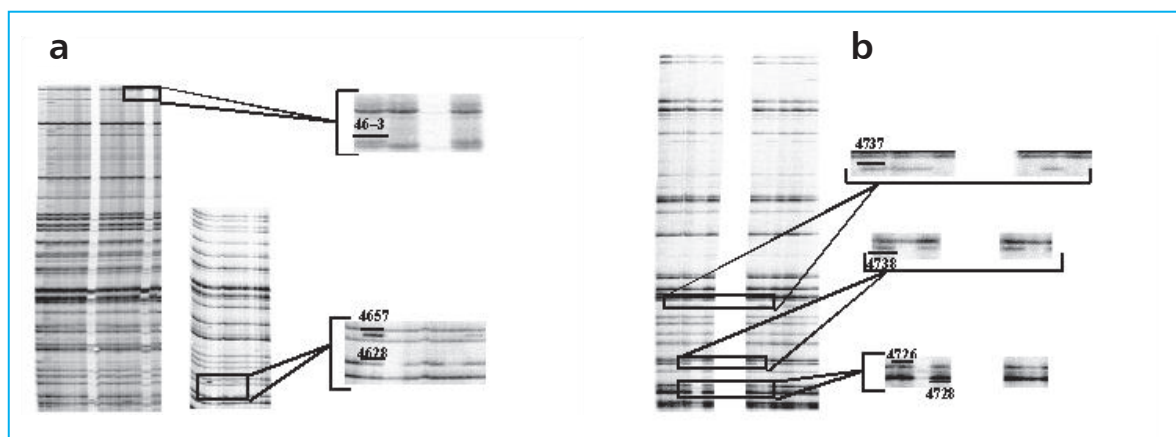


Figura 17.6. a. Huellas moleculares de ADN generadas con la combinación de *primers* selectivos E-AT/M-CTC de AFLP, sobre muestras de Risaralda 08 (de acuerdo a la numeración de la Tabla 17.3), Tolima 02, 03, Antioquia 01, 02, 03, y Cesar 01, 02, 03, 04, 05, 07 (A1); y muestras de Risaralda 08, 05, 06, 07, 08, 09, Caldas 06, Antioquia 06, 07 y Nariño 02 y 03 (A2). **b.** Huellas moleculares de ADN generadas con la combinación de *primers* selectivos E-AT/M-CTG, sobre muestras de Risaralda (08), Tolima (02, 03), Antioquia (02, 03) y Cesar (01, 02, 03, 04, 05 y 07). Dos muestras de ADN no amplificaron en el gel A, uno entre las muestras de Antioquia 03 y Cesar 01, y otro entre Cesar 05 y 07. Los siete polimorfismos encontrados en Colombia se indican en la figura.

fueron únicas en cuatro regiones, las cuales sugirieron que hubo introducciones independientes en Cesar, Caldas, Valle y Risaralda. Las otras tres huellas, COL06, COL07 y COL08, comprendieron muestras de Caldas, Risaralda, Antioquia y Nariño.

Estos resultados fueron posiblemente una indicación de líneas compartidas entre estos departamentos. La comercialización de alimentos y productos agrícolas, así como el intercambio de mano de obra entre fincas podría explicar la relación entre muestras de los departamentos de Antioquia, Risaralda y Caldas. La relación entre muestras de Nariño y otras regiones de Colombia podría ser explicada por el movimiento de la mano de obra durante las cosechas de café en el país. La broca fue inicialmente encontrada en Colombia en el departamento de Nariño, el cual está localizado al Sur Oeste cercano a la frontera con Ecuador. Los recolectores de esta región viajan anualmente al centro del país, donde se produce alrededor del 60% de la producción nacional de café (Antioquia, Caldas, Risaralda, Quindío y Valle). Estos cosecheros viajan estas altas distancias motivados por los mejores precios por recolección en el centro del país y además, porque las cosechas de café ocurren en diferentes épocas del año. Más específicamente, la cosecha principal ha terminado en el Sur cuando comienza en el centro del país. Los resultados de esta investigación permitieron sugerir que una línea genética de la broca (COL07) vino a Risaralda y Antioquia llevada por los cosecheros desde el Sur, lo cual pudo también explicar la presencia de la línea COL01 en el país. El intercambio de mano de obra es nuestra mejor hipótesis para explicar la dispersión de la plaga al interior de Colombia.

Tabla 17.3. Huellas moleculares obtenidas mediante la técnica AFLP, generadas por dos combinaciones de *primers* sobre 66 muestras colombianas de *Hypothenemus hampei*.

Huella	n	Muestra	Huella equivalente en Latinoamérica	Muestra equivalente en Latinoamérica
COL01	50	Antioquia01-05	FP02	CR02
		Cundinamarca01-05		
		Caldas01-04		
		Caqueta01		
		Cauca01		
		Cesar01-03,05,08		
		Huila01-04		
		Magdalena01-02		
		Meta01-03		
		Nariño01		
		Norte Santander01-02		
		Quindío01		
		Risaralda01,03-04		
		Santander01-05		
		Tolima01-03		
		Valle01-04,06		
COL02	2	Cesar04,07	FP27	Único para Colombia
COL03	1	Caldas06	FP06	BR04,06 JA01, 02 EC01, 02, 04, 05 NI01, 03, 04 HO01, 04, 06, 07
COL04	1	Valle05	FP03	BR02, 07, 14
COL05	1	Risaralda07	FP05	Control. Único para Colombia
COL06	2	Caldas05	FP28	Único para Colombia
		Risaralda02		
COL07	5	Antioquia07	FP15	BR01, 03, 05
		Nariño02		PE01, 02, 05, 06, 10
		Nariño03		SA01
		Risaralda05		
		Risaralda06		
COL08	4	Antioquia06	FP12	PE03, 04, 07, 09
		Caldas07		
		Risaralda08		
		Risaralda09		
TOTAL	66			

El análisis filogenético de las muestras demostró tres grupos. La huella molecular COL01 formó el primer grupo aparte, el segundo indicó una relación más cercana entre las huellas COL02 (Cesar) y COL06 (Caldas y Risaralda); y un tercero agrupó Caldas, Risaralda, Valle, Antioquia y Nariño, los cuales contenían las cinco huellas moleculares restantes. A pesar de que este análisis de “Neighbor-Joining” estaba exhibiendo alguna relación entre huellas, su significado no fue relevante para mostrar el origen de las muestras introducidas. La variación entre las muestras fue probablemente el resultado de múltiples introducciones al país.

Con el fin de estimar la subestructura de la broca en Colombia, se realizó un análisis de varianza molecular (Tabla 17.4). Las muestras provenientes de Caquetá01, Cauca01 y Quindío01 fueron excluidas de éste, por que solamente se tenía una muestra por departamento. Se encontró que el 92% de la varianza se debió a las diferencias entre los departamentos evaluados y el 8% restante a las diferencias al interior de cada departamento. Estos resultados eran de esperarse, debido a la alta endogamia presente en este insecto. De acuerdo con los parámetros de Wright (1921), la broca en Colombia evidenció una moderada diferenciación genética, probablemente como resultado de las introducciones recientes de una población diversa.

Con el fin de determinar el origen de la broca introducida a Colombia, se compararon las huellas moleculares de las muestras de Colombia con aquellas encontradas previamente en muestras de Latinoamérica y las islas del Caribe (Tabla 17.3). Un hallazgo interesante fue la huella molecular COL01, la cual agrupó la mayoría de las muestras de Colombia con la huella FP02, la cual fue exclusiva en Costa Rica. Este resultado sugiere que Colombia fue posiblemente el origen de esta introducción de la broca en ese país. Con estos hallazgos surgen dos países candidatos donde se originó la broca de Costa Rica: México y Colombia. Será necesario elucidar este interrogante mediante un análisis local. Se encontraron además tres huellas únicas para Colombia, que no se relacionaron con otro país. Es probable que estas huellas sí estuviesen presentes en Latinoamérica, pero no fueron evidentes en este experimento debido al análisis de pocas muestras. La huella FP06, hallada en Brasil, Jamaica, Ecuador, Nicaragua y Honduras, se encontró también en Caldas06; y la huella FP03, la cual estuvo presente en Brasil, también estuvo presente en Valle05. Estos resultados refuerzan la hipótesis de que existieron introducciones múltiples de broca en Colombia, y que a su vez, este país pudo haber sido la fuente de posteriores introducciones a otros países.

La huella FP15, la cual estaba presente en Brasil, Perú y El Salvador, y la huella peruana FP12 fueron encontradas en Colombia en los departamentos de Antioquia, Nariño, Caldas y Risaralda. Estos resultados sugieren que algunas líneas de broca fueron introducidas a Colombia desde diferentes orígenes y que posteriormente, ellas se dispersaron al interior del país. A pesar de que la broca se reportó en Colombia proveniente directamente de Ecuador a Nariño, los análisis genéticos no mostraron una relación directa entre estos dos. Una relación más evidente se encontró entre muestras de Antioquia, Risaralda y Nariño con muestras de Perú. El hecho de que la broca se reportara inicialmente en Nariño no es una indicación de que esta región fuera realmente la primera en tener la plaga. La broca, cuando llegó a Nariño, pudo haber también llegado a Antioquia del Perú y posteriormente ser transportada a Nariño, por medio del intercambio de mano de obra que ocurre entre estos departamentos. La presencia de la huella FP12 refuerza esta hipótesis. El análisis de varianza molecular utilizando todas las muestras de Colombia y Latinoamérica mostró una gran diferenciación genética.

Tabla 17.4. Análisis de varianza jerárquico de la subestructura de la broca, para 13 departamentos en Colombia, sin agrupación.

Varianza		G. L.	Varianza	% total	p^*	Φ - Estadístico
Entre departamentos	σ_a^2	12	0,018	8,32	0,09	
Dentro de departamentos	σ_c^2	50	0,202	91,68	0,00	$\Phi_{ST} = 0,083$
Total		62	0,220			

Consecuencias biológicas de la baja variabilidad genética

La baja variabilidad genética observada en la broca, en muestras de una colección mundial, como efecto de los cruces fraternos y la haplodiploidía funcional, podría tener varias consecuencias, la primera es que cualquier mutación que se evidencie en el insecto podrá ser rápidamente fijada dentro de la población (Figura 17.7). Esto sería de especial relevancia cuando aparezcan insectos resistentes a insecticidas, ya que esta resistencia estaría en toda la progenie del insecto al cabo de pocas generaciones, y se dispersarían libremente en el campo. En segundo lugar, esta característica de baja variabilidad podría ser un indicativo de la debilidad genética del insecto, debido a la homogeneidad de sus poblaciones. Esta característica nos haría pensar que la broca probablemente no posea mecanismos para sobreponerse a medidas novedosas de control como, por ejemplo, el uso de variedades transgénicas de café que contengan proteínas tóxicas a los cuales el insecto no haya sido expuesto con anterioridad, o la introducción de genes deletéreos al insecto en una aproximación de control genético.

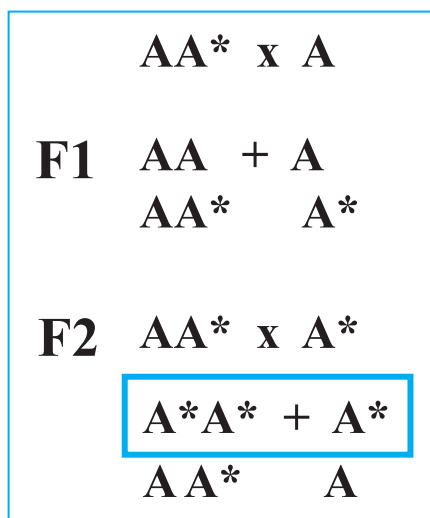


Figura 17.7. Cruce de una hembra diploide de broca conteniendo una mutación heterocigótica por un macho funcionalmente haploide. La mitad de la población contendría la mutación durante la primera generación y toda la población de hembras contendría la mutación en la segunda generación. El alelo con la mutación estaría fijado en la población en tan sólo dos generaciones.

Control genético de insectos

El control genético o control autocida de insectos fue propuesto originalmente alrededor de 1940. Este tipo de control se refiere a la manipulación del genoma del insecto, de tal manera que resulte en el control de la misma especie; igualmente, involucra el reemplazo de genotipos agresivos con unos más benignos que causen menores daños (Gould y Schliekelman, 2004).

Estas estrategias de control involucran el uso de machos estériles, de genes letales condicionales, de translocaciones, de cromosomas compuestos y de la inducción de infertilidad mediante el uso de microorganismos. Las experiencias previas indican que el conocimiento de la estructura de las poblaciones y su dinámica, son aspectos requeridos en la selección de la mejor estrategia de control genético a utilizar en determinada especie de insecto. De esta manera se expondrán a continuación los tipos de control autocida en insectos y la posibilidad de ser usado en el manejo de la broca del café.

Tipos de control genético

Esterilidad inducida mediante mutagénesis

Este tipo de control se refiere a la producción de millones de insectos esterilizados mediante el uso de radiación o de químicos mutagénicos. Es el tipo de control genético más conocido y utilizado en el control de moscas de las frutas mediante la liberación de machos estériles, los cuales se aparean con las hembras para que éstas produzcan descendencias estériles. No es posible utilizar este tipo de control con la broca, ya que ésta no se aparea por fuera del fruto y la hembra generalmente, sale del grano ya fertilizada por un macho de su misma progenie.

Genes letales condicionales

Los genes letales condicionales son aquellos que causan mortalidad a un organismo, después de estar expuestos a una condición ambiental específica, como por ejemplo la temperatura. El principio de este tipo de control es liberar individuos de la misma especie que tengan un gen de forma homocigota, con la intención de transmitirlo a otros individuos de la población nativa en las siguientes generaciones. Una vez haya transcurrido el tiempo necesario para que se presente la condición ambiental, el gen estará presente en un gran número de insectos, y éstos morirán como respuesta al ambiente. Un ejemplo, es el uso de genes condicionales a temperatura, insectos que poseen estos genes frenarían su desarrollo embrionario cuando la temperatura se incrementa por encima de cierto nivel, o cuando éstos intenten dispersarse a lugares donde la temperatura sea más alta.

Este tipo de control sería posible usarlo para el control de la broca, siempre y cuando se pueda demostrar que existe cruce de diferentes poblaciones de este insecto en condiciones naturales. Gingerich *et al.* (1996), mediante estudios de genética de poblaciones, estimaron un nivel importante de insectos que se cruzan en condiciones naturales en Nueva Caledonia. Observaciones de campo realizadas en Colombia, durante un año, han demostrado que esto definitivamente es posible y que no existe territorialidad en las diferentes poblaciones de la broca al interior de estos frutos, que poseen varias brocas fundadoras. Estudios moleculares utilizando marcadores genéticos han corroborado esta hipótesis. La única manera de realizar este tipo de control sería mediante transgénesis de insectos y la posterior cría de éstos en confinamiento. La estrategia de liberación deberá ser cuidadosamente estudiada para permitir el mayor cruce de poblaciones transformadas con aquellas nativas. Por lo tanto, producir brocas con la mutación en granos de café, retirar las hembras y dejar sólo machos dentro de éstos y depositarlos en el campo, permitiría el cruce de hembras de la población de campo y la transmisión del gen en la totalidad de los individuos en F1. Esta situación sería posible únicamente si se demuestra que hembras de broca salen de frutos infestados del suelo y entran a otros para aparearse con los machos de la población mutante. Es importante comprender que este tipo de control, aunque posible, requeriría de grandes esfuerzos de investigación, y podría no contar con la aceptación del público lo cual frenaría la iniciativa.

Incompatibilidad citoplasmática

La probacteria *Wolbachia* puede ocasionar incompatibilidad citoplasmática, lo cual daría como resultado la inviabilidad de huevos (Laven, 1967). En este tipo de control el macho deberá contener la probacteria, el cual infectaría a las hembras con las que se aparee, para producir huevos que no sean viables. Este tipo de control no parece tener aplicabilidad en la broca, incluso posterior al descubrimiento de *Wolbachia* en este insecto (Vega *et al.*, 2002), ya que su efecto sería en la generación inmediatamente infectada, y por lo tanto, no habrían posibilidades de una reducción de poblaciones a largo plazo.

Uso de la baja variabilidad genética en el control de la broca

La baja variabilidad genética detectada en la broca es, sin lugar a dudas, la consecuencia genética más importante de su comportamiento reproductivo. Esta característica debe ser considerada, si se desea explorar la posibilidad de realizar control genético dentro de una estrategia de manejo integrado, especialmente si se reemplazaran genotipos agresivos con unos más benignos que causen menores daños. Un ejemplo, sería aquel en el cual una línea muy fecunda de broca, con menor capacidad de dispersión y un ciclo de vida corto, fuese reemplazada por otra línea menos fecunda, con mayor capacidad de dispersión y ciclo de vida largo, quizás bajo un modelo de metapoblaciones (Hanski, 1999). El resultado de este reemplazo sería el menor incremento de las poblaciones de broca en el campo, hasta tal punto que el insecto no sobrepasaría los umbrales de daño económico en un ciclo productivo de café (Figura 17.8). Este tipo de control no requeriría modificaciones genéticas, sin embargo, se necesitaría obtener líneas altamente polimórficas, las cuales estarían presentes en África Central, cerca a Etiopía, el cual es el probable centro de origen de esta plaga.

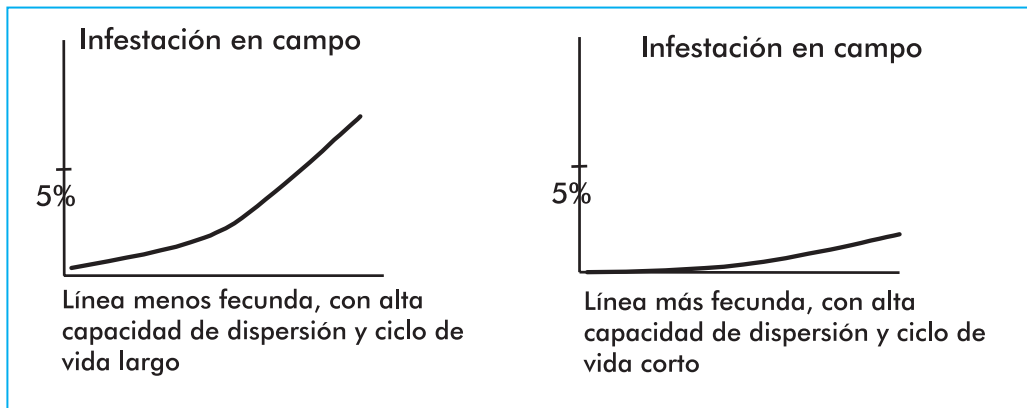
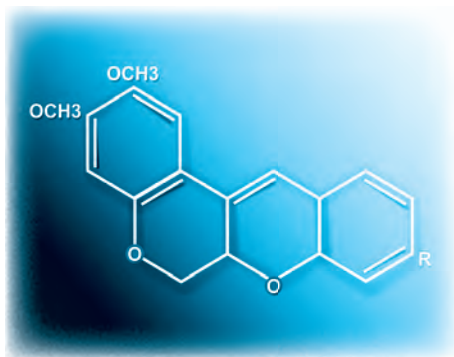


Figura 17.8. Comparación hipotética del crecimiento poblacional de la broca con diferentes líneas de broca del café, en una estrategia de control genético por reemplazo.

Literatura citada

- ANDREEV, D.; BREILID, H.; KIRKENDALL, L.; BRUN, L. O.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1998. Lack of nucleotide variability in a beetle pest with extreme inbreeding. *Insect Mol. Biol.*, 7: 197-200.
- BARRERA, J. F.; GÓMEZ, J.; ALAUZET, C. 1995. Can the coffee berry borer (*Hypothenemus hampei*) reproduce by parthenogenesis?. *Entomol. Exp. Appl.*, 77: 351-354.
- BENAVIDES, M.; VEGA, F. E.; ROMERO, H.; BUSTILLO, A. E.; STUART, J. 2005. Biodiversity and biogeography of an important pest of coffee, the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, 98 (3): 359-366.
- BERGAMIN, J. 1943. Contribuição para o conhecimento da biologia da broca do café *Hypothenemus hampei* (Ferrari 1867) (Col. Ipidae). *Arq. Inst. Biol., Sao Paulo*, 14: 31-72.
- BOURTZIS, K.; O'NEILL, S. 1998. *Wolbachia* infections and arthropod reproduction. *BioScience*, 48: 287-293.
- BRUN, L. O.; STUART, J.; GAUDICHON, V.; ARONSTEIN, K.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1995. Functional haplodiploidy: a mechanism for the spread of insecticide resistance in an important international insect pest. *Proc. Natl. Acad. Sci. (USA)*, 92: 9861-9865.
- FEDER, M. E.; KARR, T. L.; YANG, W.; HOEKSTRA, J. M.; JAMES, A. C. 1999. Interaction of *Drosophila* and its endosymbiont *Wolbachia*: natural heat shock and the overcoming of sexual incompatibility. *Am. Zool.*, 39: 363-373.
- FIALHO, R. F.; STEVENS, L. 2000. Male-killing *Wolbachia* in a flour beetle. *Proc. R. Soc. Lond. Biol. Sci.*, 267: 1469-1474.
- GINGERICH, D. P.; BORSA, P.; SUCKLING, M.; BRUN, L. O. 1996. Inbreeding in the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae) estimated from endosulfan resistance phenotype frequencies. *Bull. Entomol. Res.*, 86: 667-674.
- GOULD, F.; SCHLIEKELMAN, P. 2004. Population genetics of autocidal control and strain replacement. *Annu. Rev. Entomol.*, 49: 193-217.
- HANSKI, I. 1999. Metapopulation ecology. Oxford Series in ecology and evolution. Oxford University Press, UK, 313 p.
- HURST, G. D. D.; JOHNSON, A. P.; HINRICH, J.; SCHULENBURG, G. V. D.; FUYAMA Y. 2000. Male killing *Wolbachia* in *Drosophila*: a temperature-sensitive trait with a threshold bacterial density. *Genetics*, 156: 699-709.
- JEYAPRAKASH, A.; HOY, M. 2000. Long PCR improves *Wolbachia* DNA amplification: wsp sequences found in 76% of sixty-three arthropod species. *Insect Mol. Biol.*, 9: 393-405.

- JIGGINS, F. M.; HURST, G. D. D.; DOLMAN, C. E.; MAJERUS, M. E. N. 2000. High-prevalence male-killing *Wolbachia* in the butterfly *Acraea encedana*. J. Evol. Biol., 13: 495-501.
- KIRKENDALL, L. R. 1993. Ecology and evolution of biased sex ratios in bark and ambrosia beetles, *In*: D. L. Wrensch; M. A. Ebbert [eds.]. Evolution and diversity of sex ratio in insects and mites. Chapman and Hall, New York, p. 235-345.
- LAVEN, H. 1967. Eradication of *Culex pipiens fatigans* through cytoplasmic incompatibility. Nature, 216: 383-384.
- O'NEILL, S. L.; HOFFMANN, A. A.; WERREN, J. H. 1997. Influential passengers: inherited microorganisms and arthropod reproduction. Oxford University Press, New York, 214 p.
- ROUSSET, F.; BOUCHON, D.; PINTUREAU, B.; JUHAULT, P.; SOLIGNAC, M. 1992. *Wolbachia* endosymbionts responsible for various alterations of sexuality in arthropods. Proc Biol Sci., 250 (1328): 91-98.
- STOUTHAMER, R.; LUCK, R. F.; HAMILTON, W. D. 1990. Antibiotics cause parthenogenetic Trichogramma to revert to sex. Proc. Natl. Acad. Sci. (USA), 87: 2424-2427.
- VEGA, F. E.; BENAVIDES, P.; STUART, J.; O'NEILL, S. 2002. *Wolbachia* infection in the coffee berry borer (Coleoptera: Scolytidae). Ann. Entomol. Soc. Am., 95: 374-378.
- WRIGHT, S. 1921. Systems of mating. Genetics, 6: 111-178.
- ZCHORI-FEIN, E.; ROUSH, T. R.; HUNTER, M. S. 1992. Male production induced by antibiotic treatment in *Encarsia formosa*, an asexual species. Experientia, 48: 102-105.



CAPÍTULO 18

Desarrollo de resistencia de los insectos a insecticidas

Carmenza Esther Góngora Botero y Pablo Benavides Machado

Los plaguicidas han contribuido significativamente a incrementar la productividad en la agricultura, pero al mismo tiempo su uso ha causado serios problemas al medio ambiente y a la salud pública. Esto, sumado al problema de desarrollo de la resistencia, ha hecho necesario estudiar a fondo los mecanismos involucrados en éste, y tomar medidas para manejarlo dentro de los programas de manejo integrado de plagas. La resistencia de insectos a plaguicidas fue reconocida hace 93 años, aproximadamente (National Research Council, 1986). El problema se intensificó a partir de 1940 con el uso intensivo de insecticidas sintéticos. Sin embargo, no se le concedió la atención necesaria sino hasta que los productos químicos que inicialmente mostraban resultados sorprendentes de control, perdieron su acción y se empezó a evidenciar la baja tasa de descubrimiento de nuevas moléculas insecticidas, y la necesidad de utilizar diferentes estrategias de control.

La resistencia es una consecuencia de procesos evolutivos básicos. Las poblaciones exponen variabilidad genética y las plantas han desarrollado defensas químicas que son sobrepasadas por los herbívoros que se alimentan de ellas. Algunos individuos de una población pueden sobrevivir a las aplicaciones de insecticidas químicos que fueron diseñados para matarlos. Esta sobrevivencia puede deberse a diferencias genéticas y no al escape de estos individuos a la aspersión del compuesto. La población que sobrevive a estos compuestos forma una subpoblación compuesta de individuos, que podrán sobreponerse al producto y que heredarán esta característica a su progenie. Dado que los usuarios de estos insecticidas asumen que la sobrevivencia de los individuos a este compuesto fue debida a la aplicación de bajas dosis de los productos o al escape, la tendencia inicial conlleva a aumentar las dosis y las frecuencias, lo cual resulta en una pérdida de individuos susceptibles y en el aumento de la proporción de individuos resistentes. Una vez se seleccionan subpoblaciones resistentes a un compuesto insecticida, el uso de nuevas moléculas ofrecerá resultados iniciales de control satisfactorios; sin embargo, estos individuos podrán desarrollar resistencia rápidamente, si el nuevo grupo químico posee modos de acción o mecanismos de detoxificación similares (Georghiou, 1986).

La resistencia de insectos plaga a insecticidas era un fenómeno escaso antes de la década de 1950, mientras que para el año de 1980 ya era extraño encontrar poblaciones totalmente susceptibles. El problema de resistencia de ácaros e insectos pasó de siete especies resistentes a DDT en el año de 1938, a 447 especies resistentes a los mayores grupos insecticidas en el año de 1984 (Georghiou, 1986). En ese momento, más de la mitad de las especies resistentes reportadas lo eran a más de un grupo químico, y 17 lo eran a los cinco mayores grupos de insecticidas: organoclorados, ciclodienos, carbamatos, organofosforados y piretroides.

Dado que en la actualidad deben primar las estrategias de manejo que permitan la sostenibilidad en la producción de productos agrícolas, y basados en la incuestionable realidad de que la resistencia de las plagas es un obstáculo en los esfuerzos de muchos países en incrementar la producción y mantener la calidad de sus productos, al igual que controlar insectos vectores de enfermedades, es imperioso conocer en detalle los procesos que conllevan a la resistencia de insectos a compuestos insecticidas y ofrecer alternativas de manejo más adecuadas.

Plaguicidas

Un plaguicida se define como “cualquier sustancia usada para controlar, prevenir, destruir, repeler o mitigar una plaga”, de acuerdo con esta definición muchas sustancias químicas que cumplen función de atrayentes, repelentes o esterilizantes, se podrían considerar plaguicidas. Sin embargo, para el caso de este documento se considerarán a los **insecticidas** como sustancias que por contacto directo o ingestión causan la muerte de los insectos.

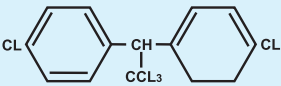
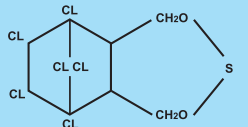
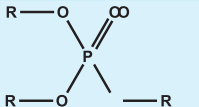
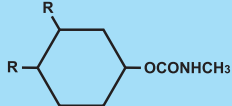
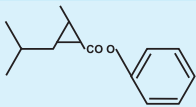
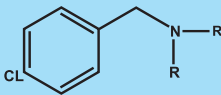
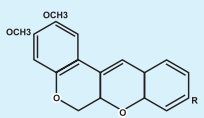
Modo de acción de los insecticidas

La gran mayoría de los insecticidas ejercen su acción letal afectando el sistema nervioso de los insectos. Debido a la gran sensibilidad de este sistema, cambios que se podrían considerar menores en otros órganos ocasionan daños irreversibles en éste y causan la muerte de los insectos.

Los insecticidas pueden ser clasificados de diferentes formas (Matsumura, 1985):

1. De acuerdo con la forma de entrada al cuerpo del insecto. Las posibles formas de entrada incluyen contacto por medio de la cutícula, ingestión o inhalación. Sin embargo, esta clasificación presenta limitaciones ya que actualmente existen compuestos que actúan tanto por contacto como por ingestión o a nivel de todas las categorías.
2. Con base en su estructura química (Tabla 18.1).
3. De acuerdo al modo de acción de la sustancia química sobre los insectos.

Tabla 18.1. Clasificación de los insecticidas según estructura química y modo de acción sobre los insectos (Matsumura, 1985; Perry et al., 1998).

Tipo de insecticida	Ejemplo	Estructura química	Modo de acción
Organoclorados	DDT		Sistema nervioso central. Interacción con canales de sodio tipo <i>kdr</i>
Ciclodienos	Endosulfán		Sistema nervioso central. Interacción con canales de cloro tipo GABA _A
Organofosforados	Malation Clorpirifos		Afectan la enzima acetil colinesterasa
Carbamatos	Carbaril		Afectan la enzima acetil colinesterasa
Piretroides	Piretrina-natural Permetrin -sintéticos		Sistema nervioso central. Afecta los canales de sodio tipo <i>kdr</i>
Nitrogenados y Nicotinoides	Imidacloprit		Se une a receptor de acetil colina
Inhibidores de respiración	Rotenona		Inhibe el transporte de electrones en la mitocondria

Toxicología de los insecticidas

La interacción tóxica de una sustancia química con un organismo vivo siempre se relaciona con la dosis de esa sustancia. Por esto, la toxicología se define como la ciencia de las dosis.

Existen algunos términos que son fundamentales para entender la toxicidad de un insecticida a un organismo. Generalmente, la toxicidad de un insecticida se expresa en términos de la dosis letal 50 (DL_{50}), que es la cantidad de sustancia tóxica aplicada al organismo, por unidad de peso del organismo, que se requiere para matar el 50% de la población que se está evaluando. Se define en términos de mg de producto/kg de peso.

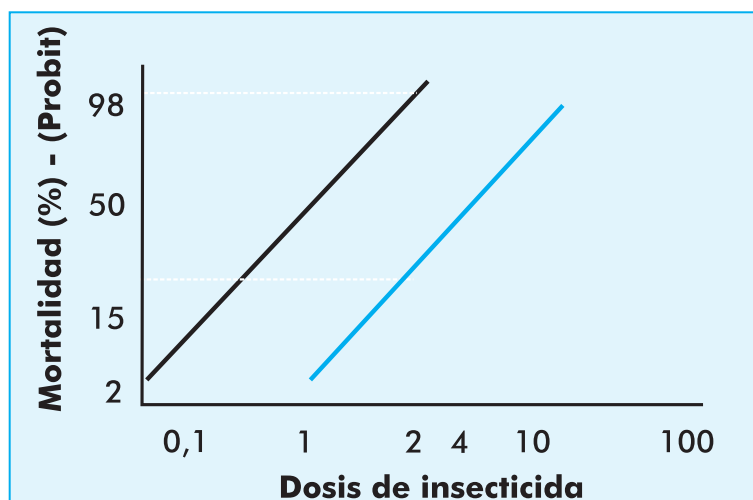
La concentración letal 50 (CL_{50}) es la concentración de sustancia tóxica en el medio externo requerida para matar el 50% de la población evaluada en un tiempo determinado. Este valor se usa cuando no se puede determinar cual es la dosis exacta que se le aplicó al insecto. Por ejemplo, cuando se asperja un insecticida sobre hojas infestadas con una larva de lepidóptero y se causa la muerte al 50% de la población de insectos asperjados. Se expresa como porcentaje de ingrediente activo o como partes por millón (ppm) de la sustancia tóxica.

El término TL_{50} , es el tiempo requerido para alcanzar la mortalidad del 50% de la población de insectos evaluado a una dosis o concentración específica.

Existen diferentes vías para evaluar la **eficacia de una sustancia tóxica** contra un insecto, al igual que diferentes formas de evaluar la toxicidad de esa sustancia contra los insectos. Generalmente, el método más empleado es la **aplicación tópica**, en la que el insecticida se disuelve en un solvente no tóxico y pequeñas gotas se aplican en la superficie del insecto. Otros métodos incluyen la **inyección de la sustancia**, con éste se puede evaluar la cantidad exacta de insecticida dentro del insecto. En el método de **inmersión**, los insectos se sumergen en una solución del insecticida. El método de **contacto o residual**, en éste el insecticida en un solvente volátil, se aplica a una lámina o vial de vidrio y se deja evaporar, luego los insectos se depositan sobre el vidrio. Por último, se encuentran los métodos en donde las sustancias se dan a **comer o beber** al insecto.

Evaluación de la toxicidad en los insectos

La susceptibilidad de una población de insectos a una sustancia tóxica se evalúa construyendo una curva de dosis vs. mortalidad, en la cual la dosis se grafica de acuerdo al porcentaje de mortalidad en un período de tiempo determinado. Este tipo de gráficas producen curvas sigmoidales, que por una transformación "probit" usando los datos logarítmicos de la dosis, permiten la obtención de líneas rectas, en las que fácilmente se pueden encontrar las DL_{50} y otros valores de dosis. La Figura 18.1, muestra una curva típica de respuesta de dos poblaciones diferentes de insectos a diferentes dosis de un insecticida. La población representada en la línea roja es más resistente al insecticida que la de la línea negra (Figura 18.1).



■ **Figura 18.1.** Porcentaje de mortalidad vs. dosis en dos poblaciones de insectos, utilizando la transformación Probit.

El problema de la resistencia a insecticidas

La resistencia a insecticidas es el mayor obstáculo para controlar plagas de importancia agrícola y médica, ha sido registrado en más de 550 especies de artrópodos, como lo muestra la base de datos: Arthropod Pesticide Resistance Database (APRD) (<http://www.pesticideresistance.org/DB>), y es particularmente alarmante en los órdenes Diptera, larvas de Lepidoptera, Coleoptera y en ácaros (Georghiou, 1990). Este problema, generalizado en todo el mundo, causa un incremento en la frecuencia de aplicación de los plaguicidas, incremento en las dosis, disminución en la productividad de los cultivos, contaminación ambiental e incremento en enfermedades humanas y veterinarias causadas por artrópodos vectores.

Resistencia a insecticidas

Por definición, la resistencia es el desarrollo de una subpoblación de insectos que es capaz de sobrevivir a una dosis letal para la mayoría de los individuos de la población (Brown, 1958, reportado por Perry, 1998). La Organización Mundial de la Salud la define como la habilidad de una subpoblación de un organismo para tolerar una dosis de una sustancia tóxica, la cual se ha encontrado letal a la mayoría de los individuos de la población susceptible de esa especie (WHO, 1957).

Desde 1908 este fenómeno se registró en plagas de cítricos, en la escama *Quadraspidiotus perniciosus* (Melander, 1914). Generalmente, la resistencia ocurre por selección de individuos diferentes del resto de la población, los cuales pueden sobrevivir al insecticida; ésta consiste en una preadaptación y no a un efecto mutacional (Georghious, 1965 y Oppenoorth, 1985, citados por Mullin y Scott, 1992). Es causada por un cambio genético en respuesta a la selección por una sustancia tóxica, la cual no permite el control del insecto en el campo.

Cuando una población de insectos entra en contacto con los insecticidas, se seleccionan individuos con cambios genéticos que les permiten sobrevivir a una dosis que es “letal” para la mayoría de individuos de su población. Los estudios de bioquímica sobre la resistencia han permitido la identificación de los mecanismos responsables de su desarrollo. Estos estudios han contribuido al entendimiento de la fisiología de los insectos, los procesos toxicológicos, el modo de acción de insecticidas específicos, y han sido la base de los trabajos de genética molecular. Los tres principales lugares de acción de los insecticidas convencionales en los insectos son: 1) El receptor *RDL* de la subunidad A del ácido gamma-aminobutírico ($GABA_A$), que codifica para el gen *Resistencia a Dieldrin* o *Rdl* y que confiere resistencia a los insecticidas ciclodienos y fipronil; 2) El punto de activación regulado por voltaje *PARA* de los canales de sodio, codificado para el gen *para* y que confiere resistencia a los insecticidas DDT y piretroides; y 3) El Acetil colinesterasa (*AchE*) de insectos, que codifica el gen *Ace* y el cual confiere resistencia a los insecticidas del grupo de los organofosforados y carbamatos (Ffrench-Constant et al., 1999).

La tasa a la cual se desarrolla la resistencia en una población depende de varios factores, entre ellos están:

- La frecuencia de genes de resistencia presentes en la población.
- La naturaleza de este gen (simple, múltiple, dominante).
- La intensidad de la presión de selección, es decir, la magnitud de la población expuesta al químico y la proporción de individuos muertos.
- El número de generaciones por año (frecuencia de reproducción).

Los avances en biología de poblaciones y su ecología, se han complementado con las aproximaciones moleculares. El entendimiento de estos procesos ha permitido el desarrollo de mejores estrategias en el manejo de la resistencia por medio de técnicas sensibles de monitoreo de resistencia, uso de sustancias sinergistas y la selección de insecticidas que eviten el problema de la resistencia cruzada.

Mecanismos de resistencia

Aparte del costo económico, medioambiental y social, el desarrollo de resistencia desde un punto de vista biológico es una maravilla fisiológica. La resistencia a los plaguicidas es uno de los casos más importantes de adaptación evolutiva a los cambios medioambientales en un tiempo evolutivo muy corto (Scott, 1990).

Para que una sustancia tóxica pueda causar la muerte del insecto ésta debe interactuar a tres niveles (Welling y Paterson, 1985):

1. Primero el insecticida tiene que penetrar la cutícula y los tejidos del insecto.
2. El producto debe distribuirse internamente en el organismo y, en algunos casos, quedar almacenado y metabolizado en los tejidos internos.
3. Por último, la sustancia química intacta o metabolizada interactúa molecularmente con el sitio primario de acción en el insecto.

La toxicidad del compuesto va a depender de la interacción a estos tres niveles.

Las bases bioquímicas de la resistencia a los insecticidas han evolucionado en diferentes formas. Los mecanismos de resistencia están directamente relacionados con la interacción a los tres niveles antes mencionados (Feyereisen, 1995). Incluyen los siguientes mecanismos:

1. Reducción en la penetración del insecticida por medio de la cutícula.
2. Incremento en los mecanismos de detoxificación del insecticida por aumento del metabolismo de las enzimas monoxigenasa- Citocromo P450, hidrolasas o glutathion S- transferasa.
3. Modificación o reducción de la sensibilidad del sitio de acción del insecticida.
4. Los insectos también pueden convertirse funcionalmente en resistentes, evitando el contacto con el plaguicida exhibiendo una "resistencia por comportamiento".

A continuación se explica en qué consiste cada uno de estos mecanismos:

1. Reducción en la penetración del insecticida por medio de la cutícula

Este mecanismo de resistencia ha sido documentado desde 1960 (Fine *et al.*, 1963, Forgash *et al.*, 1962; Matsumura y Brown, 1963). Confiere bajos niveles de resistencia (dos a tres veces) (Plapp y Hoyer, 1968) a un amplio rango de insecticidas; debido a que no existe especificidad en la tasa de penetración de los compuestos químicos, es posible que se observe resistencia cruzada (Pattil y Guthrie, 1979). Un ejemplo de esta resistencia ha sido presentada con la especie *Musca domestica*, en la cual, la resistencia a dichlorvos (organofosforado) resultó en resistencia cruzada al ciclodieno dieldrin (Gerot, 1974). La resistencia de este tipo es debida a cambio en la estructura de los fosfolípidos de la cutícula. El mismo mecanismo confiere resistencia a organofosforados y organoclorados, y está asociado al gen *pen* (Scott, 1986).

2. Mecanismos de detoxificación

Incremento del metabolismo de las enzimas que intervienen en la detoxificación de sustancias en el insecto, éstas son:

Monoxigenasa - Citocromo P450: Esta enzima está involucrada en muchos casos de resistencia de insectos a insecticidas. La enzima es importante en la detoxificación de sustancias xenobióticas, como drogas y plaguicidas. Regula los niveles de hormonas, ácidos grasos y esteroides en los insectos. La enzima metaboliza sustratos lipofílicos a productos más solubles en agua, los cuales pueden ser excretados por el insecto. Hidroliza átomos de carbonos aromáticos y alifáticos. Rompe enlaces dobles, oxida compuestos azufrados y promueve la excreción de éstos. La resistencia en insectos ha sido asociada con el incremento en la actividad de la mono-oxigenasa y con el aumento en el contenido de citocromo P450 (Berge *et al.*, 1990). La resistencia ocurre al incrementar la transcripción de P450, lo que conlleva a una mayor producción de proteína y por ende, al incremento de la detoxificación de los insecticidas (Liu y Scott, 1998).

Hidrolasas: Clivan enlaces carboxiléster y fosforotriéster que intervienen en el metabolismo de insecticidas organofosforados (malation y fentoato) y piretroides (Dauterman, 1985). La resistencia se debe a la sobreproducción de estas enzimas, como se observó en *Myzus persicae*, resistente a organofosforados, debido a la duplicación de genes asociados a la producción de esta proteína (Devonshire, 1979).

Glutathion S-transferasa: Desempeñan un importante papel en la detoxificación tanto de compuestos endógenos como xenobióticos, y también están involucrados en el transporte intracelular, la biosíntesis

de hormonas y la protección contra el estrés oxidativo. Metabolizan los insecticidas facilitando su dehidroclorinación o al conjugarse con glutathion reducido de tal forma que se producen metabolitos solubles en agua que son más fáciles de excretar. Interviene principalmente en el metabolismo de insecticidas organofosforados. La resistencia está asociada a la sobre-expresión de la enzima y sus diferentes isoformas como ocurre en el caso de *Drosophila* resistente a malation (Cochrane *et al.*, 1992; Enayati *et al.*, 2005).

3. Reducir la sensibilidad del sitio de acción del insecticida:

Existen tres mecanismos principales de insensibilidad del sitio de acción:

Insensibilidad del sistema nervioso por modificación de canales de sodio. Gen *kdr*. Confiere resistencia a DDT, análogos de DDT y piretroides. Para el caso de los insecticidas tipo DDT y piretroides, los dos actúan al unirse a los canales de sodio de las neuronas, aunque en diferente sitio y forma. Las dos clases de insecticidas alteran el normal funcionamiento de las neuronas en el insecto. Cambios en los canales de sodio asociados a una mutación del gen *kdr*, no permiten las interacciones entre los insecticidas y el canal, lo cual confiere la resistencia al insecticida (Soderlund y Bloomquist, 1989). Generalmente está asociado a la resistencia cruzada entre estas dos clases de insecticidas como se ha reportado en moscas.

Insensibilidad del sistema nervioso por modificación de canales GABA. Gen *rdl*. Confiere resistencia a ciclodienos (dieldrin, endosulfán). En el caso de los insecticidas ciclodienos, éstos actúan bloqueando el canal receptor de GABA, que corresponde a un receptor en las neuronas y músculos del insecto, al cual se une el ácido gamma-aminobutírico (GABA), que es el principal neurotransmisor inhibitorio en el sistema nervioso, esta unión permite la apertura del canal y el flujo normal de iones de cloro. Un cambio en el gen *rdl* causado por una mutación puntual, modifica el canal de tal forma que el insecticida no puede interactuar con éste (Ffrench-Constant *et al.*, 2000).

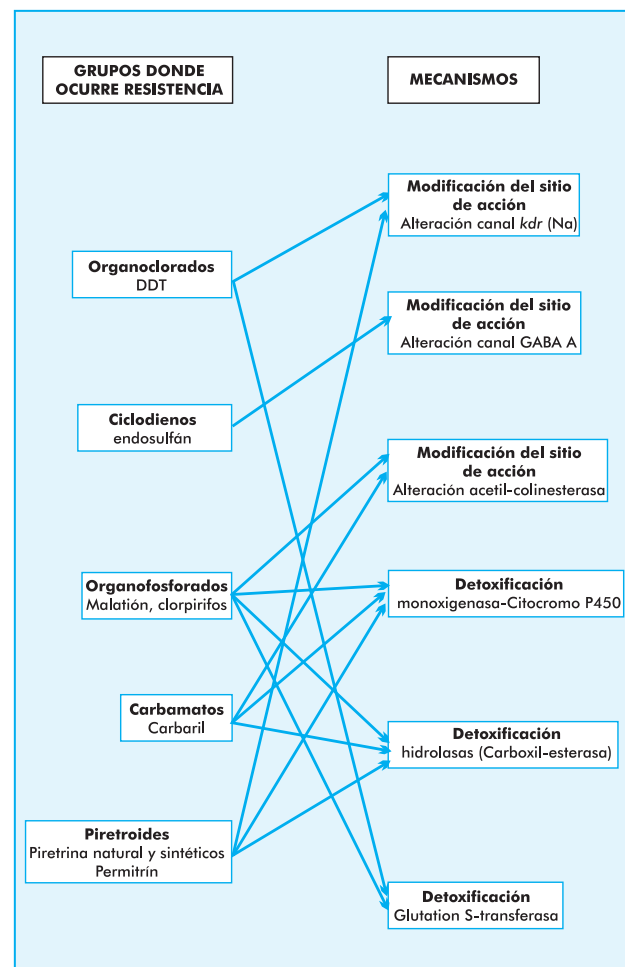
Alteración de acetil colinesterasa. Confiere resistencia a organofosforados y carbamatos (Mutero *et al.*, 1994). La acetil colinesterasa es la enzima responsable de la hidrólisis del neurotransmisor acetilcolina, presente en la sinapsis

de las neuronas. Si esta hidrólisis no se produce la acetilcolina se acumula causando una hiperactividad en el insecto, que lo conduce a la muerte. El sitio de acción de los insecticidas organofosforados y carbamatos es la enzima acetil colinesterasa. Modificaciones del gen *Ace*, mutaciones puntuales, ocasionan cambios en la proteína y reducción en la sensibilidad al insecticida.

4. Resistencia por comportamiento:

El insecto evita entrar en contacto con el insecticida debido a un cambio en su comportamiento (Sparks, 1989).

La Figura 18.2 resume los diferentes mecanismos de resistencia que han sido identificados para los diferentes tipos de insecticidas.



■ **Figura 18.2.** Mecanismos de resistencia identificados según los grupos de insecticida.

Técnicas para el monitoreo de la resistencia

Los métodos para determinar el desarrollo de resistencia en poblaciones de insectos comprenden bioensayos *in vivo* y ensayos bioquímicos *in vitro*.

Los ensayos *in vivo* se llevan a cabo poniendo en contacto el insecticida con los insectos vivos intactos, en los cuales se presume una disminución en la sensibilidad al insecticida y se evalúa en ellos la eficacia de éste, teniendo en cuenta variables como DL_{50} , CL_{50} y el TL_{50} , y se comparan estos resultados con los obtenidos en poblaciones sensibles.

Los ensayos *in vitro* involucran la determinación a nivel bioquímico de la actividad enzimática de ciertas proteínas (carboxil esterasa o acetil colinesterasa), que se presumen involucradas en el desarrollo de la resistencia.

Además, esto se complementa con la identificación de proteínas específicas que confieren resistencia, o la búsqueda de genes específicos por medio del análisis de los fragmentos de ADN que confieren esa resistencia. Los dos tipos de ensayos deben ser complementarios. Los datos de laboratorio deben estar correlacionados con los de campo.

Importancia de los estudios de los mecanismos de resistencia

Existen numerosas razones para estudiar los mecanismos de resistencia (Scott, 1990). Si las bases bioquímicas de la resistencia se pueden determinar, es factible diseñar técnicas de monitoreo bastante sensibles. El monitoreo es un factor clave para el desarrollo de programas exitosos de manejo de resistencia.

Ante el problema de la resistencia, una de las respuestas más comunes de los agricultores es usar otro tipo de plaguicidas; sin embargo, esta solución puede ser o no útil, dependiendo de si se presenta o no resistencia cruzada al nuevo plaguicida. Si el mecanismo de resistencia se conoce, se escogerán insecticidas que presenten un mecanismo de acción diferente. La resistencia cruzada se define como la resistencia o protección del insecto a más de un insecticida mediante la acción de un solo mecanismo de resistencia.

Una tercera razón, es que con el entendimiento de los mecanismos de resistencia será posible diseñar métodos para superarla. Uno de los mejores ejemplos es el uso de sinergistas. Estos son compuestos que incrementan la toxicidad de un insecticida, aunque ellos mismos no son sustancias tóxicas (Matsumura, 1985). Se cree que actúan inhibiendo algún tipo de metabolismo.

Manejo de la resistencia

La resistencia a los plaguicidas es un problema de distribución mundial, la resistencia a uno o más plaguicidas ha sido documentada en más de 550 insectos y el costo de la resistencia se estima en más de 1 billón de dólares. El manejo de la resistencia busca disminuir, prevenir o revertir la aparición de ésta. Un segundo objetivo es promover el desarrollo de resistencia en los enemigos naturales de las plagas. Los modelos matemáticos han sido muy útiles para construir hipótesis experimentales de manejo de la resistencia (Tabashnik, 1992).

En todos los casos se pretende minimizar la presión de selección al insecticida o al grupo de insecticidas, y para esto se ha recurrido a diferentes prácticas (Georghiou, 1983):

- Rotación, donde se alternan productos químicos con diferentes modos de acción. Un mismo producto nunca debe ser usado como único método de control. En este punto también está considerado el uso de mezclas de insecticidas.
- Uso de prácticas culturales y control biológico.

- Entender la fisiología del insecto y su ciclo de vida: el insecticida debe ser dirigido al estado biológico del insecto que es más susceptible.
- Impulsar técnicas de monitoreo de desarrollo de resistencia.

Peligros asociados con el uso de insecticidas

Existen diversos tipos de peligros potenciales asociados al uso de plaguicidas entre ellos están: 1) El personal expuesto a estos compuestos altamente tóxicos puede sufrir problemas de salud a corto o mediano plazo (Collazos *et al.*, 1995); 2) Residuos excesivos en el medio ambiente pueden contaminar el agua y causar daño a la fauna marina (Jiménez *et al.*, 1996); 3) Residuos excesivos en la aplicación de insecticidas en cultivos pueden contaminar los alimentos (Carson, 1962); 4) Daños a organismos benéficos como son abejas, pájaros y, en general, otra fauna o enemigos naturales de los insectos plagas (Carson 1962; Jiménez *et al.* 1996).

Debido a todos estos factores, el uso de los insecticidas debe estar estrictamente regulado, y debido a que siempre existe un peligro potencial, cualquier persona que manipule insecticidas debe evitar su contacto con la piel, sistema respiratorio, tracto digestivo y ojos. Todo insecticida debe ser tratado con cuidado, independientemente de su nivel de toxicidad. Los factores riesgo - beneficio siempre deben ser considerados.

Insecticidas usados para el control de la broca

La broca del café, *Hypothenemus hampei*, es el principal problema entomológico que afecta la caficultura en muchos países del mundo, ya que ataca los frutos directamente y reduce su valor comercial. El ecosistema cafetero colombiano se ha caracterizado por el buen manejo dado al cultivo del café, en general, se ha evitado el hacer uso de agroquímicos en forma irracional, lo cual ha preservado el medio ambiente, favoreciendo la biodiversidad y el equilibrio biológico. Sin embargo, con la aparición de la broca del café en el país, en el año de 1988, las condiciones del cultivo del café cambiaron significativamente (Bustillo *et al.*, 1998).

Históricamente, la mayoría de los países cafeteros a los cuales ha llegado la broca del café han enfocado su manejo utilizando los insecticidas como único método de control (Bustillo *et al.*, 1998). Sin embargo, el uso indiscriminado de insecticidas causa serios problemas a la salud de los habitantes de la zona cafetera, así como contaminación ambiental. Para evitar estos problemas Cenicafe consideró que el control de la broca del café se debía enfocar mediante un programa de manejo integrado. Este programa incluye: evaluaciones de los umbrales de daño económico, registro de floraciones, recolección oportuna de frutos brocados combinado con el control biológico que incluye la aspersión del hongo *Beauveria bassiana*, la liberación de parasitoides y, si lo amerita, el uso de insecticidas en focos, con un manejo de la broca durante la recolección y el beneficio del café (Benavides y Arévalo, 2002).

Con respecto al uso de plaguicidas, el insecticida más recomendado para el control químico de la broca en muchos países es el endosulfán. Sin embargo, en evaluaciones preliminares de insecticidas realizadas en Colombia, en las cuales se evaluaron los productos: malation, pirimifos-metil, fenitrothion, clorpirifos y endosulfán, este último tuvo un comportamiento estadísticamente similar (mortalidad entre el 78-98%) a los otros productos, a excepción del malation (mortalidad 42%). De igual forma, Salazar (1993) mostró que la eficacia del clorpirifos era similar al endosulfán. Villalba *et al.* (1995) encontraron resultados similares en los que se muestra que los productos pirimifos metil, fention, fenitrothion y clorpirifos, de categoría toxicológica III y IV, son tan efectivos como el endosulfán.

Con respecto al uso de insecticidas en Colombia, se encontró que endosulfán es también el más utilizado por los caficultores, seguido del clorpirifos, fenitrothion y pirimifos-metil. El estudio sobre la adopción del manejo integrado de la broca realizado por Duque y Cháves (2000), encontró que para 1996 en Colombia el 75% de los caficultores usaban insecticidas para controlar la broca. Sin embargo, sólo un 15% lo aplicaban en focos tal y como se recomienda, lo cual implica que el 60% restante, no estaba empleando el insecticida en la forma aconsejada. Este uso irracional y sin la toma de decisiones basadas en los monitoreos, lleva a suponer que es posible el desarrollo de resistencia en la población de la broca a los insecticidas en Colombia.

Endosulfán

Este insecticida es un hidrocarburo clorinado del subgrupo de los ciclodienos, el cual actúa como veneno por contacto sobre una amplia variedad de insectos (Exttoxnet, 1993). Nombres comerciales del producto incluyen: Thiodan, Thionil, Endosulfán, Endocide, Beosit, Cyclodan, Malix, Thimul y Thifor. Se usa principalmente en cultivos de café, té, frutas, vegetales y granos y como preservador de maderas.

Toxicidad del endosulfán. El endosulfán es una sustancia altamente tóxica, de categoría toxicológica I. Contiene la señal PELIGRO en su etiqueta. La toxicidad en parte depende de la manera como el insecticida es administrado (NIOSH, 1986). El compuesto no diluido se absorbe lenta e incompletamente en el cuerpo mientras que la absorción es más rápida en presencia de alcoholes, aceites y de emulsionantes. El estímulo del sistema nervioso central es la característica principal del envenenamiento por endosulfán (PAM, 2007). Los síntomas de la exposición aguda incluyen la pérdida de la coordinación, vómito, diarrea, agitación, convulsiones y la pérdida de sentido.

Varios efectos crónicos se han notado en animales expuestos al producto. El plaguicida afecta riñones, hígado, células sanguíneas y glándulas paratiroides (PAM, 2007). Igualmente, en estudios realizados en Colombia, se encontraron efectos mutagénicos en células de ratón, expresados como aberraciones cromosómicas (Collazos *et al.*, 1995). El porcentaje de células aberrantes en los ratones tratados con concentraciones de 0; 0,72; 3,6 y 7,19 mg de endosulfán/kg fueron de 4,2; 8,8; 9,2 y 5,2%, respectivamente, las cuales fueron estadísticamente significativas para las concentraciones baja y media. El reducido porcentaje de células aberrantes inducidas por la dosis más alta se la asocia a una posible inducción de la enzima detoxificante glutatión S-transferasa, pero el daño cromosómico inducido por el endosulfán *in vivo* es un indicador de su habilidad potencial para producir efectos semejantes en poblaciones humanas expuestas en forma crónica y especialmente a bajas dosis.

Efectos ecológicos. Las aves, en general, son bastante sensibles al envenenamiento por endosulfán, de igual forma lo son algunos peces. Este insecticida tiene un impacto considerable sobre las abejas en ecosistemas cafeteros y muy posiblemente sobre otros organismos benéficos (Jiménez *et al.*, 1996); sin embargo, otros autores mencionan que es relativamente no tóxico a otros insectos benéficos tales como parasitoides, cucarrones y ácaros (Maier-Bode, 1968). Los estudios realizados en Colombia tuvieron como objetivo evaluar el efecto del endosulfán sobre abejas, *Apis mellifera* (Jiménez *et al.*, 1996). El efecto de este insecticida en la mortalidad de las abejas persistió hasta 11 semanas después de asperjado en el campo, las mayores mortalidades ocurrieron durante los primeros 25 días y se observó disminución en la oviposición de las reinas en los panales, mayor agresividad y un marcado debilitamiento frente al ataque de patógenos y otros insectos. Las abejas muertas mostraron trazas del insecticida endosulfán.

Modo de acción del endosulfán. El ácido gamma- aminobutírico (GABA) es el principal neurotransmisor inhibitorio en el sistema nervioso, tanto en insectos como en vertebrados. Cuando una neurona tipo gabaminérgica recibe una señal (potencial de acción) causa la liberación de GABA en el axon terminal de esta neurona. El GABA liberado interactúa con “un sitio de reconocimiento” en los receptores que se encuentran ubicados en las membrana post-sináptica de las neuronas adyacentes a ésta, conocidos como receptores GABA¹.

El receptor de GABA, denominado GABA_A, es a su vez un canal conformado por cinco subunidades proteicas. Las cinco subunidades se organizan para formar un canal o poro central. Cuando GABA se une al sitio de reconocimiento del receptor, las proteínas que forman el receptor cambian su configuración y el canal se abre, permitiendo el paso de iones de cloro dentro de la neurona post-sináptica, causando en la neurona una hiperpolarización, por la cual la excitación de la neurona se suprime. Los receptores GABA asociados con Cl⁻, han sido encontrados en el sistema nervioso y también en las células musculares de los insectos.

El endosulfán también tiene un sitio de reconocimiento específico en GABA_A, y actúa como un antagonista de GABA, que bloquea no competitivamente el receptor, al unirse al receptor cambia la configuración de éste, de tal forma que la habilidad de GABA para unirse disminuye, y bloquea el paso de iones de Cl⁻. Yoshihisa

¹ Multimedia Neuroscience Education Project http://www.williams.edu/imput/synapse/pages/site_map.html.

y Akamatsu (2001) proponen que el endosulfán al igual que todos los GABA antagonistas no competitivos, se unen al mismo sitio en el receptor. En el sitio de reconocimiento está envuelto el segundo dominio de la proteína (una de las subunidades alfa) y una parte de éste está codificada por el gen *rdl* (dieldrín).

Desarrollo de resistencia al endosulfán. El desarrollo de resistencia a insecticidas del tipo ciclodieno, como son el endosulfán, el lindano y el dieldrin, ha sido documentado en una amplia gama de insectos que incluye: moscas: *Drosophila* sp. (Ffrench-Constant et al., 1993); áfidos: *Nasonovia ribisnigri* (Rufingier et al., 1999) y *Myzus persicae* (Anthony et al., 1998); mosquitos: *Aedes aegypti* (Shotkoski et al., 1994); mosca blanca: *Bemisia tabaci* (Anthony et al., 1995); cucarachas: *Blatella germanica* (Thompson et al., 1993); y coleópteros: *Tribolium castaneum* (Thompson et al., 1993; Andreev et al., 1999). En la mayoría de estos estudios, la resistencia ha sido conferida por una mutación genética en el gen *rdl* o gen dieldrin (ver revisión Ffrench-Constant et al., 2000). Este gen codifica el sitio de reconocimiento del dieldrin y otros insecticidas incluyendo el endosulfán, ubicado en parte en el segundo dominio de la proteína. La mutación en el gen *rdl* que confiere la resistencia, consiste en una sustitución de una base. Consistentemente, esta sustitución ha causado el reemplazo del aminoácido 302, que corresponde a alanina por serina. Únicamente en dos casos (*M. persicae* y *D. simulans*) se ha encontrado que la alanina es remplazada por la glicina (Anthony et al., 1998). Este cambio de un aminoácido se debe al cambio de una base en el gen *rdl*.

La resistencia de la broca del café al endosulfán ha sido documentada por Brun et al. (1989) en poblaciones de Nueva Caledonia. Ffrench-Constant et al. (1994) clonaron en estas poblaciones el gen causante de la resistencia, que en este caso también se debió al cambio de la serina por la alanina, en el gen *rdl*. Además, usando la técnica de PCR-PASA, identificaron esta mutación en diferentes estados de desarrollo del insecto (huevos, larvas, adultos).

En Colombia, la selección de poblaciones de broca resistentes a insecticidas debe ser considerada como una situación probable, dado su comportamiento reproductivo en condiciones naturales (Benavides, 2007; Gongora et al., 2001). De manera sucinta, la alta endogamia observada en la broca, como una consecuencia de la reproducción fraterna, y la haplodiploidía funcional reportada como mecanismo de reproducción en esta especie (Brun et al., 1995), permiten que este insecto se reproduzca como líneas estrictamente maternas y presente una extremadamente baja variabilidad genética (Benavides et al., 2005). La consecuencia más probable sería que, mutaciones que confieren resistencia a insecticidas se fijarían rápidamente como caracteres homocigotos y se dispersarían como una línea única. Esto pondría un reto en el manejo de esta plaga ya que el control es poco eficiente en aquellas áreas donde la dependencia a químicos es muy alta.

Consideraciones finales

Los plaguicidas han contribuido a incrementar la productividad en la agricultura, sin embargo, el incremento en su uso no ha resuelto los problemas del control de las plagas, por el contrario su uso excesivo ha resultado en el rápido desarrollo de resistencia y daño a organismos benéficos, que incluyen enemigos naturales de las plagas, al igual que daños irremediables en el medio ambiente y en algunos casos problemas de salud pública.

Todo esto ha determinado mayores costos a los agricultores, al gastar más en plaguicidas, y en algunos casos se ha observado incremento en las pérdidas ocasionados por los insectos.

En respuesta a estos problemas se han venido desarrollando e implementando los programas de manejo integrado de plagas (MIP), en donde el uso de los niveles de daño económico es fundamental. Con la puesta en práctica de estos programas se han podido eliminar aplicaciones innecesarias o contraproducentes de plaguicidas.

Los programas de manejo integrado han sido propuestos y adoptados en muchos cultivos exitosamente. Para el caso del control de la broca del café el uso de insecticidas, independiente de la formulación, sólo ha sido eficaz dentro del un esquema de MIP, y debido a que ya se ha registrado el desarrollo de resistencia al endosulfán, el uso de otros insecticidas debe depender de los criterios técnicos para evitar pérdidas económicas y efectos adversos al ecosistema cafetero.

Literatura citada

- ANDREEV, D.; KREITMAN, M.; PHILLIPS, T. W.; BEEMAN, R. W.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1999. Multiple origins of cyclodiene insecticide resistance in *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Journal of Molecular Evolution*, 48 (5):1432-1432.
- ANTHONY, N. M.; GANSER, D.; UNRUH, T.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1998. Duplication of the Rdl GABA receptor subunit gene in an insecticide resistant aphid, *Myzus persicae*. *Molecular General Genetics*, 260: 165-175.
- ANTHONY, N. M.; BROWN, J. K.; MARKHAM, P. G.; FFRENCH-CONSTANT, R. T. 1995. Distribution of cyclodiene resistance associated mutations among strains of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 51: 220-228.
- ARTHROPOD PESTICIDE RESISTANCE Database (APRD), <http://www.pesticideresistance.org/DB>
- BENAVIDES, P. 2007. Aspectos genéticos de la broca del café. *In*: LA BROCA del café en América Tropical: hallazgos y enfoques. Tapachula (México), ECOSUR, Memorias, p. 101-110.
- BENAVIDES, P.; AREVALO, H. 2002. Manejo integrado: una estrategia para el control de la broca del café en Colombia. *Revista Cenicafé (Colombia)*, 53 (1): 39-48.
- BENAVIDES, P.; VEGA, F. E.; ROMERO, J.; BUSTILLO, A. E.; STUART, J. 2005. Biodiversity and biogeography of an important inbred pest of coffee, coffee berry borer (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae). *Annals Entomol. Soc. of America*, 98(3): 359-366.
- BERGE, J. B.; FEYEREISEN, R.; AMICHOT, M. 1990. Cytochrome P450 monooxygenases and insecticide resistance in insects. *In*: Denholm, J. A.; Pickett J. A.; Devonshire A. L., eds. *Insecticide resistance: from mechanisms to management*. CABI Publishing, p. 25-31.
- BRUN, L. O.; MARCILLAUD, C.; GAUDICHON, V.; SUCKLING, D. M. 1989. Endosulfan resistance in *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae) in New Caledonia. *J. Econom. Entomol.*, 82 (5): 1311-1316.
- BRUN, L. O.; STUART, J. J.; GAUDICHON, V.; ARONSTEIN, K.; FFRENCH C., R. H. 1995. Functional haplodiploidy: a mechanism for the spread of insecticide resistance in an important international insect pest. *Proc. Nat. Acad. of Sci.*, 92 (21): 9861- 9865.
- BUSTILLO, A. E.; CÁRDENAS, R.; VILLALBA, D.; BENAVIDES, P.; OROZCO, J.; POSADA, F. J. 1998. Manejo integrado de la broca del café *Hypothenemus hampei* (Ferrari) en Colombia. Federación Nacional de Cafeteros, Cenicafé. Editorial Feriva S. A. ISBN 958-96554-0-8. 2a edición, 134 p.
- CARSON, R. 1962. *Silent Spring*. Houghton Mifflin Company, Boston, 368 p.
- COCHRANE, B. J.; HARGIS, M.; CROCQUET-DE-BELLIGNY, P.; HOLTSBERG, F.; CORONELLA, J. 1992. Evolution of glutathione S-transferases associated with insecticide resistance in *Drosophila*. *ACS Symp. Ser. American Chem. Soc. Washington, D. C. The Society*, 505: 53-70.
- COLLAZOS, F.; GIRALDO, Y.; OSPINA, N. 1995. Evaluación citotóxica y genotóxica del endosulfán (Thiodan) *in vitro* e *in vivo*. Tesis de grado Universidad del Cauca, Fac. Ciencias Exactas y de la Educación. Popayán, Colombia, 147 p.
- DAUTERMAN, W. C. 1985. Insect metabolism: extramicrosomal. *In* G. A: Kerkut; L. I Gilbert (eds.), *Comprehensive insect physiology biochemistry and pharmacology*, Pergamon, Oxford, 12: 713 -730.
- DEVONSHIRE, A. L.; SAWICKI, R. M. 1979. Insecticide - resistant *Myzus persicae* as an example of evolution by gene duplication. *Nature*, 280: 140 - 141
- DUQUE, H.; CHAVES, B. 2000. Estudio sobre adopción de manejo integrado de la broca del café. Cenicafé, Chinchiná, Colombia, 87 p.
- ENAYATI, A.; RANSON, H.; HEMINGWAY, J. 2005. Insect glutathione transferases and insecticide resistance. *Insect Molecular Biology*, 14 (1): 3 - 8.

- EXTOXNET. Extension Toxicology Network. 1993. A pesticide information project. Washington, Department of Agriculture, Extension Service, Environmental Protection Agency, 354 p.
- FEYEREISEN, R. 1995. Molecular Biology of Insecticide resistance Toxicology Letter, 82: 83-90.
- FFRENCH-CONSTANT, R. H.; ANTHONY, N. M.; ARONSTEIN, K.; ROCHHELEAU, T.; STILWELL, G. 2000. Cyclodiene insecticide resistance: from molecular to population genetics. Annual Review of Entomology, 48: 449-466.
- FFRENCH-CONSTANT, R. H.; PITTENDRIGH, B.; VAUGHAN, A.; ANTHONY, N. 1999. Why are so few resistance - associated mutations in insecticide target genes? *In*: Denholm, I.; Pickett, J.A.; Devonshire, A. L. eds., Insecticide resistance: from mechanisms to management. Wallingford, CABI Publishing, p. 9-17.
- FFRENCH-CONSTANT, R. H.; STEICHEN J. C.; BRUN, L. O. 1994. A molecular diagnostic for endosulfan insecticide resistance in the coffee berry borer *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae). Bull. Entomol. Res., 84: 11-16.
- FFRENCH-CONSTANT, R. H.; STEICHEN, J. C.; ROCHELEAU, T. A.; ARONSTEIN, K.; ROUSH, R. T. 1993. A single-amino acid substitution in a gamma-aminobutyric acid subtype A receptor locus is associated with cyclodiene insecticide resistance in *Drosophila* populations. Proc. Nat. Academy of Sci., 90: 1957-1961.
- FINE, B. C.; GODIN, P. J.; THAIN, E. M. 1963. Penetration of pyrethrin I labelled with carbon-14 into susceptible and pyrethroid resistant houseflies. Nature, 199: 927 - 928.
- FORGASH, A. J.; COOK, B. J.; RILEY, R. C. 1962. Mechanisms of resistance in diazinon-selected multi-resistant *Musca domestica*. J. Econom. Entomol., 55: 544-551.
- GEORGHIOU, G. P. 1986. The magnitude of the resistance problem. *In*: National Research Council. Pesticide resistance. Strategies and tactics for management. Washington, National Academy Press, p. 11-14.
- GEORGHIOU, G. P. 1990. Managing resistance to agrochemicals: from fundamental research to practical strategies; Green, M. B.; LeBaron, H. M.; Moberg, W. K., Eds. ACS Symp. Ser. N 421. American Chemical Society: Washington, D. C., p. 18 - 41.
- GEORGHIOU, G. P.; SAITO, I. 1983. Pest resistance to pesticides. Plenum Press New York, 809 p.
- GEROTT, P. 1974. Mechanism of resistance to dichlorvos in adult horseflies. Pestic. Biochem. Physiol., 4: 275 - 288.
- GÓNGORA, C. E.; POSADA, F. J.; BUSTILLO, A. E. 2001. Detección molecular de un gen de resistencia al insecticida endosulfán en una población de broca *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Scolytidae) en Colombia. Resúmenes, Sociedad Colombiana de Entomología. XXVIII Congreso Pereira, Colombia, Agosto 2001, p. 91.
- JIMÉNEZ, M. T.; BUSTILLO, A. E.; LUQUE, J. E. 1996. Impacto del uso del endosulfán y clorpirifos sobre abejas, *Apis mellifera*, en ecosistemas cafeteros colombianos. Revista Cenicafe (Colombia), 47 (2): 91 - 99.
- LIU, N.; SCOTT, J. G. 1998. Increased transcription of CYP6D1 causes cytochrome P450-mediated insecticide resistance in house fly. Insect. Biochem. Mol. Biol., 8: 531-535.
- MATSUMURA, F. 1985. Toxicology of Insecticides. 2nd Ed. Plenum Press, New York, 598 p.
- MATSUMURA, F.; BROWN, A. 1963. Studies on organophosphorus - tolerance in *Aedes aegypti*. Mosquito News, 23: 26-31.
- MAIER - BODE, H. 1968. Properties, effect, residues, and analytics of the insecticide endosulfan. Residue Reviews, 22: 10-44.
- MELANDER, A. L. 1914. Can insects become resistant to sprays?. J. Econom. Entomol., 7: 167-173.
- MULLIN, C. A.; SCOTT, J. F. 1992. Biomolecular basis for insecticide resistance classification and comparison. *In*: Molecular mechanisms of insecticides Resistance diversity among insects. Edited by Christopher A. Mullin and Jeffrey G. Scott. ACS Symposium Series 505. American Chemical Society, Washington, D. C.
- MUTERO, A.; PRALAVORIO, M.; BRIDE, J.; FOURNIER, D. 1994. Resistance associated point mutations in insecticide - insensitive acetylcholinesterase. Proc. Nat. Academy of Sciences, 91: 5922-5926.

- NIOSH. NATIONAL INSTITUTE FOR OCCUPATIONAL SAFETY AND HEALTH. 1986. Registry of toxic effects of chemical substances, U. S. Department of Health and Human Services, Centers for Disease Control.
- NATIONAL RESEARCH COUNCIL. 1986. Pesticide resistance. Strategies and tactics for management. Washington, National Academic Press, 471 p.
- OPPENORTH, F. J. 1985. Biochemistry and genetics of insecticide resistance, *In*: G. A. Kerkut; L. I. Gilbert (eds), Comprehensive insect physiology biochemistry and pharmacology, Pergamon, Oxford, Vol. 12, p. 731 – 773.
- PAN Pesticides Database – Chemicals. http://www.pesticideinfo.org/Detail_Chemical.jsp?Rec_Id=PC35085
- PATIL, V. L.; GUTHRIE, F. E. 1979. Effect of anomalous cuticular phospholipids on penetration of insecticides in susceptible and resistant houseflies. *Pestic. Biochem. Physiol.*, 11: 13-19.
- PLAPP, F. W. Jr.; HOYER, R. F. 1968. Insecticide resistance in the house fly: decreased rate of absorption as the mechanism of action of a gene that acts as an intensifier of resistance. *J. Econom. Entomol.*, 5: 1298 - 1303.
- PERRY, A. S.; YAMAMOTO, I.; ISHAAYA, J.; PERRY, R. Y. 1998. Insecticides in agriculture and environment. Retrospects and prospects. Springer-Verlag. India, 261 p.
- RUFINGIER, C.; PASTEUR, N.; LAGNEL, J.; MARTIN, C.; NAVAJAS, M. 1999. Mechanisms of insecticide resistance in the aphid *Nasonovia ribisnigri* (Mosley) (Homoptera: Aphididae) from France. *Insect Biochem. and Mol. Biology*, 29: 385-391.
- SALAZAR, R. D. 1993. Evaluación de Lorsban 4E (clorpirifos 480 EC) para el control de la broca del café *Hypothenemus hampei* (Ferrari). Tesis Ingeniero Agrónomo, Universidad del Tolima, Facultad de Ciencias Agrícolas, Ibagué, Colombia, 61p.
- SCOTT, J. G.; GEORGHIOU, G. P. 1986. The biochemical genetics of permethrin resistance in the Learn-PyR strain of house fly. *Biochemical Genetics*, 24: 25-37.
- SCOTT, J. G. 1990. Investigating mechanisms of insecticide resistance: Methods, strategies, and pitfalls. *In*: Pesticide resistance in arthropods. Eds., Eds., R. T. Roush; B. E. Tabashnik, Chapman and Hall. New York and London, p. 39-57.
- SHOTKOSKI, F.; LEE, H. J.; ZHANG, H. G.; JACKSON, M. B.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1994. Functional expression of insecticide-resistant GABA receptors from the mosquito *Aedes aegypti*. *Insect Molecular Biology*, 3: 283-287.
- SPARKS, T. C.; LOCKWOOD, J. A.; BYFORD, R. L.; GRAVES, J. B.; LEONARD, B. R. 1989. The role of behavior in insecticide resistance. *Pesticide Science*, 26 (44): 383-399.
- SUDERLUND, D. M.; BLOOMQUIST, J. R. 1990. Molecular mechanisms of insecticides resistance *In*: Pesticide resistance in arthropods., R. T. Roush; B. E. Tabashnik, Eds. Chapman and Hall, New York and London. p. 58-96.
- TABASHNIK, B. 1990. Modeling and evaluation of resistance management tactics *In*: Pesticide resistance in arthropods. R. T. Roush; B. E. Tabashnik, Eds. Chapman and Hall, New York and London, p. 153-182.
- THOMPSON, M.; STEICHEN, J. C.; FFRENCH-CONSTANT, R. H. 1993. Conservation of cyclodiene insecticide resistance-associated mutation in insects. *Insect Molecular Biology*, 2: 149-154.
- VILLALBA, D. A.; BUSTILLO, A. E.; CHAVES, B. 1995. Evaluación de insecticidas para el control de la broca del café en Colombia. *Revista Cenicafe (Colombia)*, 46: 152-163.
- WELLING, W.; PATERSON, G. D. 1985. Toxicodynamics of insecticide. *In*: G. A. Kerkut and L. I. Gilbert, Eds. Comprehensive insect physiology, biochemistry and pharmacology. Pergamon, Oxford. Vol.12, p. 603 -645.
- WHO. 1957. World health organization expert committee on insecticides. Tech. Rep. Ser., 7th Rept., 125 p.
- YOSHIHISA, O.; AKAMATSU, M. 2001. Non-competitive GABA antagonists: probing the mechanisms of their selectivity for insect versus mammalian receptors. *Pest Management Science*, 57: 923-931.

Artrópodos plagas del café

Los cafetales en Colombia son atacados en forma esporádica por algunas especies de artrópodos, que en ocasiones pueden causar alarma entre los cafeteros, pero que con prácticas apropiadas de manejo se pueden controlar satisfactoriamente. En esta sección se presenta información sobre los artrópodos que se considera pueden convertirse en plagas, así como sus características morfológicas para ayudar en su identificación, el ciclo de vida, el tipo de daño que hacen, su importancia económica y las recomendaciones sobre su manejo.





CAPÍTULO 19

Insectos trozadores en cafetales

Zulma Nancy Gil Palacio

Los insectos trozadores que afectan el café son las especies *Agrotis ipsilon* y *Spodoptera frugiperda*, conocidos como “tierreros”, “gusanos cortadores”, “rosquillas”, “mal duerme” y “gusanos ejércitos”. En este grupo también se incluye el *Scapteriscus didactylus* conocido como “berraquito de tierra” o “grillotopo”. Además del café, estas especies son capaces de atacar muchos cultivos de importancia económica y diversas arvenses.

El gusano biringo, *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) (Lepidoptera: Noctuidae)

Descripción e historia de vida

Las hembras del “gusano biringo” colocan los huevos en el suelo, en residuos de cosecha, arvenses o sobre el follaje, preferiblemente en suelos húmedos, pueden colocar entre 1.000 y 1.500 huevos. Los huevos son de forma esférica y superficie estriada, el color de los huevos es claro, luego rosado y cerca a la eclosión son oscuros. Pueden encontrarse aislados o en pequeños grupos. Incuban entre 5 a 8 días (Bustillo, 1977; Vergara, 1996).

Las larvas son de forma cilíndrica, color gris oscuro a negro, cabeza oscura, presentan tres pares de patas torácicas, cuatro pares de pseudopatas abdominales y un par anal (Figura 19.1). El integumento es liso, aunque presenta algunas granulaciones. Alcanzan su máximo desarrollo, al cabo de cinco instares y miden unos 45 mm. El estado larval dura de 24 a 30 días (Bustillo, 1977; Vergara, 1996).

En el último instar larval, la larva construye una celda pupal con partículas de tierra y en esta cámara transcurre la fase pupal. La pupa es obtecta, de color marrón brillante y demora en este estado de 15 a 20 días. Los adultos son polillas de color gris a marrón, con alas posteriores blancas translúcidas y con flecos; en las alas anteriores se observan manchas reniformes. Mide entre 28 y 51 mm de envergadura alar, las antenas son filiformes y el insecto es de hábitos nocturnos (Bustillo, 1977; Vergara, 1996).



■ ■ **Figura 19.1.** Larvas del “gusano biringo”, *Agrotis ipsilon* (Tomado de <http://www-staff.it.uts.edu.au/~don/larvae/noct/ipsilon.html>).

Daño

Las larvas prefieren las plantas jóvenes, y de éstas consumen las raíces, cortan el cuello de la planta y consumen hojas tiernas. Al terminar el daño a una planta se trasladan a la más cercana. Los adultos tienen la capacidad de desplazarse a grandes distancias; es una especie de distribución mundial (Cárdenas y Posada, 2001).

Las larvas sólo hacen daño durante la noche cortando las plantas jóvenes y destruyendo el follaje de las más grandes, lo cual puede causar la muerte parcial o total de las plantas. En el día las larvas permanecen protegidas de la luz solar, enterradas alrededor de las plantas atacadas. Los ataques en el campo son importantes durante los primeros 8 a 12 días de edad de la planta, generalmente en forma localizada o focos, y su control debe realizarse siguiendo sus hábitos (Cárdenas y Posada, 2001).

El cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae)

Este insecto es una de las plagas más importantes del maíz en el continente americano. Ocasionalmente se le puede encontrar en cafetales recién sembrados, aledaños a cultivos de maíz. Dentro del grupo de los trozadores es la especie más común; las larvas poseen hábitos caníbales, pero cuando este comportamiento no se da, se convierten en gusano ejército y su daño es devastador (Figura 19.2).

Descripción e historia de vida

Esta especie se denomina cogollero del maíz, gusano ejército o gusano soldado. El estado causante del daño es la larva, que troza las plántulas de los cultivos. Las hembras colocan los huevos en masas de unos 100 huevos y en total pueden colocar entre 800 a 900 por hembra. Los huevos son de forma globosa semiesférica con la base plana, estriados radialmente y blancos a verde pálido o rosado, próximos a la eclosión toman una tonalidad gris oscura. Se encuentran en el envés de las hojas, en la hojarasca, o en el suelo. Incuban, según la temperatura, entre 5 a 8 días (Bustillo, 1977; Zuluaga, 1979).

Las larvas en sus primeros instares se alimentan del parénquima de la hoja, dejando la cutícula inferior casi intacta. Así constituyen áreas translúcidas, indicativo inicial del daño. Actúan como trozadores cuando el cultivo está en estado de plántula, allí pueden barrenar los cogollos destruyendo los puntos de crecimiento. Además, consumen follaje y perforan las mazorcas en el maíz. Las larvas pasan por 5 a 7 instares, la coloración es variable, recién emergidas son de cabeza negra con cuerpo blanco y manchas, y setas cafés. La cabeza sobresale en diámetro con relación al resto del cuerpo. El escudo cervical y la lámina anal son negruzcos (Romero, 1975).

A partir del tercer instar pueden notarse cinco bandas más claras que van desde la cabeza al extremo abdominal. En las larvas de último instar el cuerpo es de color marrón, marrón oscuro o verde pálido, con una línea media longitudinal de color marrón oscuro entre dos líneas laterales más claras, en igual sentido.



■ ■ **Figura 19.1.** Larva del trozador *Spodoptera frugiperda* en el suelo (Foto L. M. Constantino).

(Bustillo 1977). En cada segmento van cuatro puntos negros en forma de trapecio, pueden medir hasta 45 mm y este estado dura entre 15 y 25 días (Romero, 1975).

La larva empupa en el suelo y prepara una cámara pupal, a profundidades de 2 a 8 cm. La pupa es de color marrón claro, de forma oblonga y mide cerca de 15 mm; en este estado a la emergencia de los adultos demoran unos 20 días (Bustillo, 1977; Vergara, 1996).

Los adultos son polillas de color pardo moteado, la coloración es más clara en los machos que en las hembras y alcanzan una envergadura alar de 32 a 38 mm. Las alas anteriores de las hembras tienen un color uniforme gris a marrón. Los machos tienen marcas oscuras y pálidas en las alas, de color marrón claro, que ayudan a su diferenciación entre especies y entre sexos (Bustillo, 1977; Vergara, 1996).

Daño

En almácigo, las chapolas o plántulas son trozadas cerca al cuello de la raíz, y las hojas cotiledonales son consumidas. Generalmente, se observan en las primeras horas de la mañana dos, tres y más plántulas, trozadas en focos dentro del almácigo (Cárdenas y Posada, 2001).

Dentro del cafetal aparecen árboles aislados marchitos o secos, como consecuencia del descortezado producido por las larvas, un poco arriba del cuello de la raíz. Cuando el descortezado no es total (anillado completo), la planta se recupera formando un área suberizada alrededor de la corteza destruida. Durante el día, estas larvas se encuentran bajo tierra cerca a las plántulas trozadas. Su control se hace en forma manual o mediante la aplicación de un cebo alrededor de los focos, después de las cinco de la tarde. Estas especies son polífagas y atacan a la mayoría de los cultivos, en especial gramíneas (Cárdenas y Posada, 2001).

El grillo topo, *Scapteriscus didactylus* (Latreille)

(Orthoptera: Gryllotalpidae)

Este insecto es conocido con el nombre común de "berraquito de tierra" o "grillotopo", es de hábitos nocturnos, se presenta ocasionalmente en siembras nuevas, establecidas en áreas que antes estuvieron cubiertas por praderas o rastrojo (Figura 19.3).

Descripción e historia de vida

La hembra deposita entre 200 y 400 huevos, en cámaras bajo tierra, a unos 5 a 10 cm de profundidad. En el estado de ninfa son de color café muy claro y permanecen, casi todo el tiempo, ocultos en forma gregaria, dispersándose antes de llegar al estado adulto. El tamaño de los adultos varía entre 2,5 a 5 cm de longitud, son de color pardo claro a marrón, el cuerpo es macizo, las alas no recubren por completo el abdomen. Poseen fuertes mandíbulas, las patas delanteras son modificadas para cavar, presentan las tibias ensanchadas y los bordes dentados; el pronoto también tiene forma ahusada y consistencia esclerotizada (Frank *et al.*, 1987).

Daño

Scapteriscus didactylus es de hábitos subterráneos y excava galerías superficiales en el suelo. Durante la noche se alimenta de raíces y otros órganos de las plantas que se encuentran enterrados, mientras que en



■ ■ **Figura 19.3.** Adulto del grillo topo, *Scapteriscus didactylus* (Foto G. Hoyos).

las horas del día se resguarda en galerías más profundas. En café el daño se presenta en focos. Este grillo es polífago, además de café ataca prácticamente todas las especies forestales en viveros y recién plantadas (Cárdenas y Posada, 2001). El daño más importante lo hacen trozando las plántulas de almácigos o cuando éstas son llevadas al campo.

Manejo de poblaciones de los trozadores

El manejo de las poblaciones de los gusanos trozadores debe de estar enfocado al manejo integrado, que comprende:

Control cultural

Mediante la preparación adecuada del suelo se exponen a la acción depredadora de las aves tanto las pupas de los lepidópteros como las ninfas de *Scapteriscus* que se encuentran enterradas.

En caso del establecimiento del cultivo en zonas donde existan gramíneas se recomienda dejar el lote limpio durante dos meses, antes de la siembra. La rotación de cultivos y eliminación de arvenses hospederas de los cortadores son prácticas muy efectivas (Segura, 1985).

Control biológico

Existen mas de 30 especies de enemigos naturales (patógenos, depredadores y parasitoides) que atacan a los gusanos trozadores; se destacan depredadores como *Calosoma alternans* Motschoulsky (Coleoptera: Carabidae), *Polistes* sp., *Polybia* sp. (Hymenoptera: Vespidae) y "chinchas asesinas" *Zelus* spp. (Hemiptera: Reduviidae) (Segura, 1985). Entre los parasitoides de huevos se destacan *Trichogramma pretiosum* Riley; *T. atopovirilia* Oatman y Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Meteorus* sp. (Hymenoptera: Braconidae) y *Euplectrus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae). Entre los parasitoides de larvas se encuentran las moscas *Sarcodexia sternodontis* Townsend y *Lespesia* sp. (Diptera: Tachinidae) (Uribe, 1993).

Cebos

Cuando los ataques de los lepidópteros se presentan como gusanos ejércitos, se deben controlar con cebos localizados en los sitios de mayor concentración del insecto, después de las 5:00 pm. Estos cebos se preparan mezclando un litro de un insecticida químico con 4 L de agua, 1 L de melaza y 15 kg de salvado, que puede ser de trigo, maíz o arroz. Esta mezcla se distribuye en los sitios de ataque a lado y lado del surco. Normalmente se requieren 20 kg del cebo por hectárea (Bustillo, 1977).

Literatura citada

- BUSTILLO, A. E. 1977. Las plagas del tomate y su control. In: Curso sobre hortalizas. ICA, Regional 4, Medellín, Colombia. Compendio No.21, p. 257-283.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío-Cenicafé, Armenia, Colombia, 250 p.
- FRANK, J. H.; WOODDRUFF, R. E; NUNTILDE, C. A. 1987. *Scapteriscus didactylus* (Orthoptera: Gryllotalpidae) in the Dominican Republic. Florida Entomol., 70 (4): 778-783.
- ROMERO, M. V. 1975. Ecología del cultivo del maíz (*Zea mays* L). In: El cultivo del maíz. (Conferencias). Bogotá, Colombia, IICA-ICA, p 1-15.
- SEGURA, L. F. 1985. Consideraciones sobre el manejo de insectos plagas en los cultivos del maíz, sorgo y soya. In: Manejo integrado de plagas (conferencias). Bogotá: IICA-ICA. p. 242-256.
- URIBE, L. A. 1993. Enemigos naturales del gusano cogollero del maíz. Fundación Fomento Agropecuario Buen Pastor, Medellín, Colombia, 16 p.

- VERGARA, R. 1996. Las plagas del maíz y frijol: Consideraciones para su manejo y control. *In*: Entomología económica. Talleres prácticos. Universidad Nacional, Medellín, Colombia, p. 247-272.
- ZULUAGA, J. I. 1979. Plagas del cultivo del maíz. *In*: Entomología II y control de plagas. (Guía para la fracción teórica del curso). Universidad Nacional, Palmira, Colombia, s.p.



CAPÍTULO 20

Chisas que afectan cafetales en Colombia

Alex Enrique Bustillo Pardey

En Colombia se conocen como "chisas" a unos gusanos blancos de coleópteros, que atacan las raíces de casi todos los cultivos en el país. También se les denomina "mojojoys", "marceños" o simplemente "gusanos blancos". Las chisas comprenden varios géneros del orden Coleoptera, ubicados actualmente en la familia Melolonthidae (Morón 1995), anteriormente conocida como Scarabaeidae (Blackwelder, 1944), y las subfamilias más importantes con sus géneros son: Dynastinae (*Cyclocephala*, *Ancognatha*), Melolonthinae (*Phyllophaga*, *Plectris*) y Rutelinae (*Anomala*). Del grupo de las chisas se registran en Colombia cerca de 600 especies, y de éstas alrededor de 30 son de importancia económica para muchos cultivos agrícolas. En los cafetales de la zona central se han encontrado con mayor frecuencia las especies: *Phyllophaga menetriesi* (Blanchard), *Plectris pavidata* (Burmeister), *Anomala cincta* (Say) y varias especies de *Cyclocephala*, como *C. gregaria* (Heyne y Tachenberg), *C. mafaffa* y *C. signata* (Fabricius) (Vallejo, 2001; Vallejo et al., 2007; CIAT, 2004).

Descripción e historia de vida

Las chisas atacan el sistema radical de los cafetos y se caracterizan porque las larvas son blancas, tienen forma de "C", presentan tres pares de patas torácicas y la cabeza de color marrón claro a oscuro (Figura 20.1).

Existen especies con un ciclo de vida de un año y otras, con una duración de seis meses. A continuación se describe el ciclo de vida, de manera general, para especies con ciclo de un año: Las hembras fecundadas colocan sus huevos en el suelo, éstos son esféricos, pequeños y blancos translúcidos, las larvas emergen al cabo de unos 15 a 20 días, dependiendo de la especie y de las condiciones de temperatura. El estado de larva pasa por tres instares y tiene una duración relativamente larga, permanece todo el tiempo en el suelo y se alimenta de las raíces de la planta.



Figura 20.1. Larva de último ínstar de *Phyllophaga menetriesi* (Foto L. M. Constantino).

El primer ínstar puede tomar unos 30 días, el segundo 55 días y el tercero es más prolongado, alcanzando unos 160 días. El estado de prepupa dura entre 15 y 20 días, la pupa dura entre 45 a 60 días y el adulto

puede vivir mucho tiempo, al menos 45 días. Para las especies con dos generaciones por año, su duración se reduce a la mitad del tiempo señalado para las otras especies univoltinas.

El daño lo hacen las larvas consumiendo las raicillas y la corteza de las raíces más desarrolladas, de muchos cultivos y pastizales. La larva empupa formando una cámara pupal en el suelo y de ahí emerge el adulto. Los adultos son activos durante la noche, consumen follaje de las plantas atacadas, copulan y las hembras fertilizadas depositan sus huevos en el suelo, cerca a las plantas huéspedes. En la zona cafetera son muy comunes en maíz, yuca, frijol y en cultivos perennes, como cafetales y frutales. Los adultos de todas estas especies son de hábitos nocturnos y son altamente atraídos a fuentes luminosas. El número de generaciones por año varía de acuerdo con la especie. *P. menetriesi*, *P. pavidus* y *A. cincta* tienen una sola generación, en cambio las especies de *Cyclocephala*, presentan dos generaciones por año (CIAT, 2004; Posada y Ruiz, 1994; Saunders et al., 1998).

Phyllophaga menetriesi (Blanchard)

P. menetriesi es considerada entre las chisas, la plaga que más daño causa a los cultivos que ataca. Está distribuida en Centro y Suramérica y sus principales huéspedes son maíz, arroz, sorgo, frijol, papa, cafetos y pastizales (Saunders et al., 1998; CIAT, 2004). También se puede presentar con menor incidencia la especie *Phyllophaga obsoleta* (Blanchard), la cual predomina en sitios a alturas entre 1.800 y 2.200 m (Vallejo, 2001; Vallejo et al., 2007).

La biología de *P. menetriesi* ha sido estudiada por varios autores (Saunders et al., 1998; CIAT, 2004). Recientemente, Pardo y Montoya (2007) estudiaron su ciclo de vida y hábitos en la zona de Caldoto (Cauca), en lugares localizados a 1.450 m de altitud y con 2.191 mm de precipitación. *P. menetriesi* presenta una sola generación por año, el estado de huevo dura entre 14 y 21 días, el período larval, que pasa por tres instares, dura entre 210 y 260 días. La larva completamente desarrollada alcanza entre 4 a 7 cm de longitud. Son de color blanco cremoso en forma de "C" y cabeza pardo amarillosa (Figura 20.1). Los dos primeros instares se alimentan de materia orgánica y raicillas en el suelo, durante unos 60 a 90 días. Las larvas de tercer instar se alimentan de las raíces de las plantas durante cerca de 180 días.



Cuando termina su desarrollo, forma una celda en el suelo a una profundidad de 10 a 20 cm, en la cual se prepara para empupar en los meses de enero a febrero. El estado de pupa es de color marrón oscuro y dura alrededor de 45 días. El adulto tiene el integumento de color pardo rojizo y sus élitros están cubiertos de finas setas blancas, que le dan una apariencia más clara, mide hasta 2,2 cm de longitud (Figura 20.2). Emergen del suelo entre septiembre y noviembre, un poco después de iniciado el período de lluvias. Las hembras fertilizadas colocan los huevos en pequeños grupos en el suelo. Estos son blancos perlados, de forma oval y tienen 2,5 mm de diámetro. Una hembra puede colocar alrededor de 200 huevos. Se indica que niveles de cinco o más larvas por metro cuadrado requieren medidas de control para evitar daños en el cultivo. Esta especie predomina en sitios entre 1.100 y 1.600 m de altitud, y es de gran importancia económica como especie rizófaga en la zona occidental cafetera de Colombia (Pardo y Montoya, 2007).

Figura 20.2. Adulto de *Phyllophaga menetriesi* (Foto L. M. Constantino).



■ **Figura 20.3.** Adulto de *Plectris pavidus* (Foto G. Hoyos).



■ **Figura 20.4.** Adulto de *Anomala cincta* (Foto G. Hoyos).



■ **Figura 20.5.** Adultos de *Anomala* sp. (Foto G. Hoyos).



■ **Figura 20.6.** Larva de *Anomala caucana* (Foto L. M. Constantino).

Plectris pavidus (Burmeister)

También se considera como una plaga severa y los daños son más notorios entre diciembre y marzo, lo cual se debe a la época en que las larvas de último ínstar inician su alimentación y consumen las raíces de las plantas. Tienen una sola generación por año y su ciclo de vida es muy similar en duración al de *P. menetriesi*. La larva es blanca con la cabeza marrón y al completar su desarrollo llega a medir 3 cm. El adulto es de color café oscuro, con líneas de puntuaciones negras sobre sus élitros, su tamaño es de 2 cm en longitud (CIAT, 2004) (Figura 20.3).

Anomala cincta (Say)

Anomala cincta se considera una plaga de menor frecuencia en los cafetales, tiene una sola generación por año. La larva alcanza 3 cm de longitud y tiene la cabeza marrón. El adulto es negro, con matices verde metálico en el tórax (Figura 20.4), llega a medir hasta 2 cm y es muy activo durante la noche, consumiendo flores y follaje, copulando y ovipositando. Se pueden presentar otras especies de *Anomala*, no identificadas, de color marrón claro (Figura 20.5), y también la especie *Anomala caucana* (Ohaus), cuyo adulto es más grande y totalmente negro (Figuras 20.6 y 20.7). Los vuelos de los adultos se inician después de junio y se pueden extender hasta noviembre (CIAT, 2004).

Cyclocephala spp.

En los cafetales se presentan varias especies de *Cyclocephala*, algunas no identificadas, caracterizadas por su color marrón claro con muchas manchas irregulares sobre el cuerpo; el adulto alcanza una longitud de 1,5 cm (Figura 20.8). *Cyclocephala gregaria* se caracteriza por tener el cuerpo de color pardo rojizo, la cabeza negra y el abdomen con una mancha negra gruesa, dando la impresión de una U en cada élitro (Figura 20.9). *Cyclocephala mafaffa*, también se puede separar por sus manchas típicas sobre el tórax y abdomen, como se aprecia en la Figura 20.10. En cafetales del Quindío se encuentra con mayor frecuencia la especie *Cyclocephala signata* (Figuras 20.11 y 20.12), el adulto se caracteriza por tener la cabeza parda oscura, pero el resto del cuerpo de un color pardo claro con muy pocas máculas sobre los élitros. Todas estas especies son plagas menores sin importancia económica. Juegan un papel importante en el suelo al transformar la materia orgánica vegetal. Tienen dos generaciones por año, por lo que la emergencia de adultos se presenta durante el año en dos épocas diferentes. Las larvas son blancas con cabeza marrón y alcanzan alrededor de 2,5 cm de longitud (Figura 20.11). (CIAT, 2004).

Daño

El adulto de todas estas especies es activo durante la noche, consume follaje y roe la hoja, dándole una apariencia esquelética,



■ ■ **Figura 20.7.** Adulto de *Anomala caucana* (Foto L. M. Constantino)



■ ■ **Figura 20.8.** Adulto de *Cyclocephala* sp. (Foto G. Hoyos).



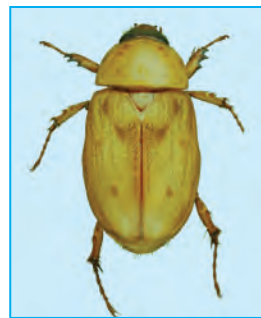
■ ■ **Figura 20.9.** Adulto de *Cyclocephala gregaria* (Foto G. Hoyos).



■ ■ **Figura 20.10.** Adulto de *Cyclocephala mafaffa* (Foto G. Hoyos).



■ ■ **Figura 20.11.** Larva de *Cyclocephala signata* (Foto L. M. Constantino).



■ ■ **Figura 20.12.** Adulto de *Cyclocephala signata* (Foto L. M. Constantino).



■ ■ **Figura 20.13.** Larva de chisa infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae* (Foto A. Bustillo).

aunque este daño no alcanza a ser muy serio en las plantas. El verdadero daño lo causan las larvas en el sistema radical de plántulas muy jóvenes, inicialmente el ataque pasa desapercibido al agricultor, ya que no puede observar las larvas. El daño se manifiesta más tarde por un marchitamiento, defoliación y posterior muerte de la planta. Cuando se extrae la planta muerta se observa con un sistema radical reducido y abundantes larvas de chisas.

Manejo de poblaciones

Las poblaciones de chisas son afectadas por varios enemigos naturales, entre los cuales el grupo de los microorganismos como bacterias, hongos y nematodos son los más importantes. De las especies de chisas relacionadas arriba se ha aislado la bacteria *Bacillus popilliae* Dutky, los hongos *Metarhizium anisopliae* (Metch.) Sorokin, (Figura 20.13) y *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin y *Septobasidium* sp., además del entomonematodo *Hexamermis* sp. (Mermithidae). (Londoño y Pérez, 1994; Cortés y Laserna, 1999; Cárdenas y Posada, 2001). Sin embargo, sus efectos no son suficientes para la regulación de sus poblaciones, por lo tanto, es importante incrementar su acción mediante la aplicación comercial de productos derivados de estos controladores biológicos, además de la implementación de otras prácticas como el uso de trampas de luz e insecticidas químicos, cuando se requieran (Prieto y Montoya, 1994).

Para un manejo apropiado de las poblaciones de chisas es importante conocer la especie, la localización de las larvas en el perfil del suelo donde realizan el daño, las horas de actividad de los adultos durante la noche y su tendencia a ser atraídos a las fuentes luminosas.

En general, se conoce que los adultos de la chisa tienen hábitos nocturnos y presentan la mayor actividad de vuelo entre las 7 y las 10 de la noche. Vásquez y Sánchez (1994) encontraron que las larvas del género *Phyllophaga* se encuentran entre 13 y 30 cm de profundidad, las del género *Anomala* entre 12 y 46 cm, y las de los géneros *Macroductylus* e *Isonychus* entre 11 y 27 cm. Esto hace que muchos controles con insecticidas sean ineficientes, dada la dificultad de localizar los productos a la profundidad requerida.

Algo de esta dificultad se puede obviar con el hongo *M. anisopliae*. Se ha demostrado que es eficiente, en lotes con infestaciones de chisas, aplicándolo al momento de hacer el hoyado para sembrar los árboles de café, usando una formulación granulada o en aspersión en dosis de 1×10^{10} esporas/sitio. La presencia del hongo además de infectar las larvas presentes, tiene un efecto repelente para las larvas que se acerquen a atacar las raíces de la planta protegida.

Los adultos de chisas, como se mencionó con anterioridad, presentan una gran atracción a trampas de luz negra (Bustillo, 1989). El uso de trampas de luz desde el inicio hasta el final de la época de emergencia de los adultos permite capturar una gran cantidad de adultos, contribuyendo a la disminución de sus poblaciones, especialmente cuando esto se hace a nivel regional en las zonas afectadas. Con estas trampas se han logrado buenos resultados en el control del cucarro (*Euetheola bidentata*) en las regiones agrícolas del Caquetá (Vásquez y Sánchez, 1990), en la zona bananera de Urabá (Casas, 1990) y Córdoba (Caraballo, 1990) y en cultivos de papa de La Unión (Antioquia), para capturar adultos de varias especies de chisas (Montoya et al., 1994). La atracción de *P. menetriesi* a este tipo de trampas ha sido comprobada por Pardo y Montoya (2007).

Literatura citada

- BLACKWELDER, C. 1944. Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies and South America. Washington Smithsonian Institution, U.S. National Museum, Part. I., 925 p.
- BUSTILLO, A. E. 1989. El uso de trampas de luz en el manejo de poblaciones de insectos. Actualidades ICA, año 3 No. 35, p.1-8.
- CARABALLO, U. 1990. Ciclo de vida y fluctuación poblacional de *Euetheola bidentata* en Colombia. In: Memorias seminario nacional de investigación y control del cucarro. ICA. Florencia, Caquetá, p. 29-34.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío y Cenicafé. Armenia, Colombia, 120 p.
- CASAS, H. 1990. Aspectos preliminares de la biología y ecología del cucarro *Euetheola bidentata* en el Urabá Antioqueño. In: Memorias, Seminario Nacional de Investigación y Control del Cucarro, ICA. Florencia, Caquetá. p. 37-46.
- CIAT. 2004. Complejo de chisas identificadas en el municipio de Armenia, Quindío, finca Rivadavia, vereda El Cinco. Unidad de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades. Proyecto Plagas Subterráneas, CIAT. Junio de 2004, 2p.
- CORTÉS, J. I.; LASERNA, L. F. 1996. Evaluación del efecto del entomopatógeno *Septobasidium* sp., sobre larvas de los géneros *Phyllophaga*, *Anomala* y *Cyclocephala* del orden Coleoptera presentes en el cultivo de la arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*) en la zona de Cajamarca, Tolima. Tesis de grado, Facultad de Ingeniería Agronómica, Universidad del Tolima, 59 p.
- LONDOÑO, M. E.; PÉREZ, M. 1994. Reconocimiento de los enemigos naturales de la chisa o mojoy (Coleoptera: Scarabaeidae) en el Oriente Antioqueño. Revista Colombiana de Entomología, 20 (3): 199-206.

- MONTOYA, G. L.; MADRIGAL, A.; RAMÍREZ, C. 1994. Evaluación de trampas de luz para el control de adultos de Scarabaeidae (Coleoptera) en cultivos de papa en La Unión, Antioquia. *Revista Colombiana de Entomología*, 20 (2): 130-136.
- MORÓN, M. A. 1995. Clave para la identificación de los principales géneros con larvas edafícolas de Coleoptera Melolonthidae de Colombia. *In: Memorias Curso nacional sobre plagas rizófagas*. Corpoica, CNI, Tibaitatá, Bogotá, 25 p.
- PARDO, L. C.; MONTOYA, J. 2007. Ciclo de vida, importancia agrícola y manejo integrado de la chisa rizófaga *Phyllophaga menetriesi* Blanchard (Coleoptera: Melolonthidae), en Cauca y Quindío, Colombia. *Acta Agronómica (Colombia)*, 56 (4): 195 – 202.
- POSADA, L.; RUIZ, N. 1985. Aspectos biológicos de las chisas en la sabana de Bogotá. *Revista Colombiana de Entomología*, 1 (1): 21-26.
- PRIETO, P. C.; MONTOYA, J. H. 1994. Evaluación de la aplicación de *Beauveria bassiana* (Bals.), *Metarhizium anisopliae* (Metch.) Sorokin y clorpirifos para el control de chisas Coleoptera: Scarabaeidae. Tesis de grado, Facultad de Ingeniería Agronómica, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia, 64 p.
- SAUNDERS, J. L.; COTO, D. T.; KING, A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Manual Técnico No. 29, 305 p.
- VALLEJO, L. F. 2001. Especies de insectos de la familia Melolonthidae (Coleoptera: Scarabaeoidea) registradas en el departamento de Caldas. *Fitotecnia*, No. 058, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia, 2 p.
- VALLEJO, F.; MORÓN, M. A.; ORDUZ, S. 2007. Biología de *Phyllophaga obsoleta* Blanchard (Coleoptera: Melolonthidae), especie rizófaga del complejo “chisa” de Colombia. *In: Pardo, L. C.; Gallego, M. C.; Montoya, J. (eds.). Memorias, Diplomado en biología, ecología y taxonomía de Scarabaeoidea*. Universidad del Valle, Cali, Colombia, p. 92 – 106.
- VÁSQUEZ, N.; SÁNCHEZ, G. 1994. Propuesta de manejo integrado de las chisas (Coleoptera, Melolonthidae) en el cultivo de arracacha. Capítulo 10, *Memorias Foro técnico: Programa de investigación en el cultivo de arracacha*. CORPOICA, Cajamarca, Tolima, p 127 – 147.



CAPÍTULO 21

La hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera: Formicidae)

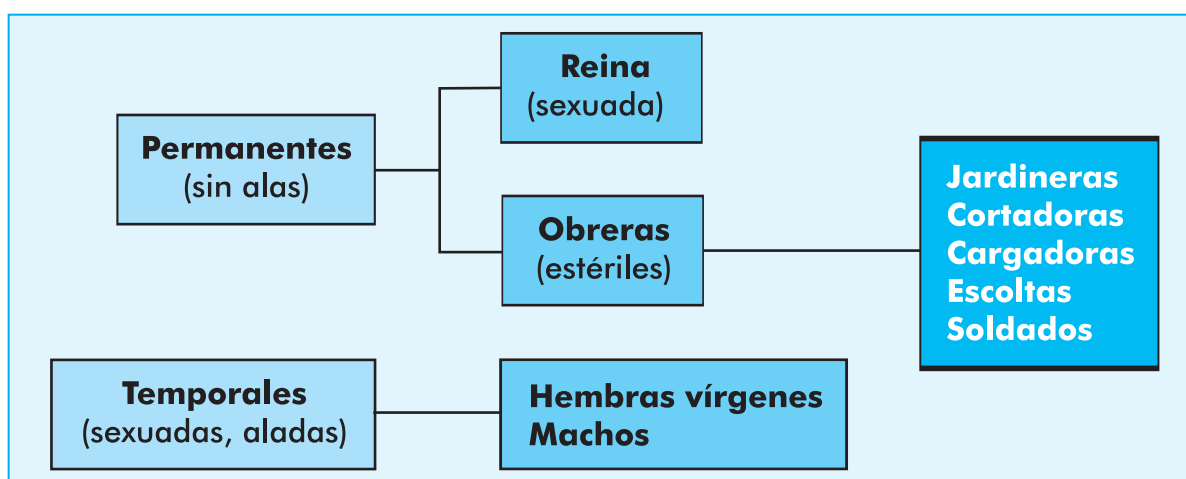
Luis Miguel Constantino Chuaire

Las hormigas arrieras pertenecen a la familia Formicidae, y a los géneros *Atta* y *Acromyrmex*, de las cuales unas diez especies se encuentran en Colombia (Madrigal y Yepes, 1997); sin embargo, la especie de mayor importancia económica y más distribuida en la zona cafetera es *Atta cephalotes* (L.) (Figura 21.1) (Cárdenas y Posada, 2001; Madrigal y Yepes, 1997). La especie *A. laevigata* (Smith), comúnmente conocida como “hormiga culona”, se encuentra en los departamentos de Santander y Norte de Santander en Colombia, en donde la gente tradicionalmente captura las reinas, de las cuales utilizan el abdomen para su consumo como alimento rico en proteína.

La hormiga arriera, *A. cephalotes*, ataca la mayoría de cultivos forestales y agrícolas como café, yuca, maíz, cítricos, mango, almendros, eucaliptos, nogal, pino pátula, cedro, guamo y ornamentales, entre otros (Madrigal, 2003).

Descripción e historia de vida

Las hormigas arrieras son insectos sociales. La población de cada colonia está conformada por individuos morfológicamente diferentes y su tamaño está relacionado con la función que cada uno de ellos cumple en el hormiguero. Las castas que componen un hormiguero son:





■ ■ **Figura 21.1.** Colonia de hormigas arrieras *Atta cephalotes* (Foto L. M. Constantino).

La reina tiene como función la multiplicación de la colonia, puede vivir hasta 15 años, durante los cuales pone aproximadamente un millón de huevos por año. La fecundación de la reina ocurre durante el vuelo nupcial y puede aparearse hasta con ocho machos. Durante todo el año, la reina coloca huevos que darán origen a obreras estériles y sólo durante un corto período del año produce huevos que darán origen a hembras fértiles aladas y a machos, los cuales se encargarán de la fundación de nuevas colonias.

Las obreras constituyen la mayor proporción del hormiguero y son las responsables de la alimentación y el cuidado de toda la colonia. Cada casta cumple una función específica. Los soldados son la última casta en aparecer en el hormiguero, al cabo de seis meses de su iniciación; los soldados pueden vivir hasta dos años, aproximadamente (Jaffé y Howse, 1979; Wilson, 1986; Jaffe y Vilela, 1989).

Cuando el nido está bien desarrollado la reina empieza a producir huevos que darán origen a machos y hembras aladas, de tal modo que con el inicio de las lluvias éstos realizan su vuelo nupcial, que marcará para algunas hembras el inicio de su vida como reina madre de un nuevo hormiguero. El vuelo nupcial ocurre en las épocas de invierno entre abril - mayo y octubre - noviembre (Madrigal y Yepes, 1997).

Una vez apareada, la reina busca un sitio adecuado para iniciar una nueva colonia y construir un hormiguero (Figura 21.2), generalmente en los claros de la vegetación, sitios abiertos y taludes, donde la tierra está blanda y húmeda. Una vez en el suelo, se deshace de sus alas con sus mandíbulas y abre un orificio en el suelo, de unos 20-30 cm de profundidad, al final del cual construye una cámara en donde regurgita una pequeña bola del hongo simbionte, que recolectó en su hormiguero de origen y que guarda en el aparato bucal. Este primer jardín del hongo lo abona con gotas de materia fecal. En esta esponja de hongo la reina empieza a colocar dos tipos de huevos, unos fértiles que darán origen a las primeras obreras y otros infértiles pero más grandes, que servirán de alimento a la reina y las primeras larvas. Al cabo del tercer mes, aparecen las primeras obreras cortadoras y cargadoras, que salen al exterior y que se encargarán del mantenimiento y del cuidado del nido (Figura 21.3). Estas empiezan a forrajear cortando pedacitos de hojas y las llevan hasta



■ ■ **Figura 21.2.** Bocas de entrada a hormiguero de arrieras, *Atta cephalotes* (Foto L. M. Constantino).



■ ■ **Figura 21.3.** Camino elaborado por hormigas arrieras para transportar su alimento a la colmena (Foto L. M. Constantino).

la cámara donde son recogidas y trituradas por las jardineras, que se encargan de formar una especie de colcha o esponja donde cultivan el hongo *Attamyces bromatificus*, que se constituye en el único alimento de la hormiga arriera. Se considera un hongo simbiote porque las hormigas dependen del hongo para alimentarse y a su vez, el hongo depende de las hormigas para vivir y crecer (Quinlan y Cherrett, 1979).

Las hormigas arrieras presentan metamorfosis completa, es decir, pasan por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. La duración de su ciclo de vida se presenta en la Tabla 21.1.

■ ■ **Tabla 21.1.** Promedio de la duración de los estados de desarrollo de una obrera de hormiga arriera.

Estado	Duración (días)
Huevo	22
Larva	25
Pupa	10
Adulto	120

Se estima que un hormiguero para alcanzar su máximo desarrollo tarda aproximadamente entre 10 y 15 años, y para entonces puede abarcar una superficie de más de 200 m² (Figura 21.4). De acuerdo con el área del hormiguero se pueden clasificar en pequeños (< 5 m²), medianos (5 - 100 m²) y grandes (> 100 m²). Un hormiguero se mide multiplicando las bocas más extremas a lo largo por las bocas más extremas a lo ancho, lo cual nos da el área en metros cuadrados (Wilson, 1986; Wetterer, 1990; Madrigal, 2003).

Durante los primeros 6 - 7 meses, la profundidad del nido, con apenas una cámara, es de 20 - 30 cm (primer nivel). Al cabo de ocho meses, cuando ya la cámara está completamente llena, la reina abre una nueva cámara interconectada con la primera y se profundiza hasta 1 - 3 m de profundidad (segundo nivel), donde construye nuevas cámaras durante los tres primeros años y así sucesivamente, hasta alcanzar una profundidad de 4 - 6 m (tercer nivel), donde se amplía el número de cámaras. En este lapso, el nido puede alcanzar una área mayor de 100 m² hasta en 15 años (Tabla 21.2).



■ ■ **Figura 21.4.** Hormiguero de *Atta cephalotes* mostrando su magnitud y nidos de las reinas donde mantienen el hongo que le sirve de alimento (Foto J.C. García).

■ ■ **Tabla 21.2.** Tamaño y edad de un hormiguero de acuerdo su área.

Categoría de tamaño	Area m ²	Edad	Profundidad (m)
Pequeño	< 5 m ²	6-7 meses	20-30 cm
Mediano	5 -100 m ²	1-3 años	1-3 m
Grande	> 100 m ²	4-15 años	4-6 m

Daño

Las hormigas arrieras son una de las principales plagas limitantes de la producción agrícola en toda la región andina del país, en un rango altitudinal entre los 800 y 2.000 m, donde se han registrado afectando cultivos de pancoger, agrícolas, forestales y ornamentales, causando la defoliación total de las plantas, lo cual incide en la baja producción, reducción de crecimiento y hasta la muerte de las plantas cuando la incidencia del ataque es continuo. Con frecuencia se observan atacando viveros de cafetos y plantas jóvenes en cafetales, ocasionando una defoliación considerable y retraso en su desarrollo (Figura 21.5).



■ ■ **Figura 21.5.** Hormigas arrieras transportando pedazos de hojas de cafetos al hormiguero (Foto L. M. Constantino).

Manejo de poblaciones

La gran mayoría de los agricultores no controlan el insecto debido, en muchos casos, al desconocimiento biológico de la plaga y a que no se tiene conciencia de la dimensión del problema. Para que el control de la hormiga arriera sea exitoso en una región determinada, se debe hacer de manera participativa entre toda la comunidad, mediante la implementación de un sistema de control integrado de la plaga que incluya diferentes técnicas de control manual, mecánico, cultural, biológico y químico, para lo cual es necesario que los productores y vecinos de diferentes predios se organicen y trabajen conjuntamente en el manejo y control en sus veredas (Constantino y Bonilla, 2004).

Para que un programa de control en la vereda o en la región sea exitoso se deben tener en cuenta las siguientes recomendaciones:

Conformación de las brigadas de control. Se deben conformar brigadas de control de unas 15 personas de la zona por vereda/corregimiento, previamente capacitadas en técnicas de control, quienes deben hacer el inventario y control de hormigueros, de manera participativa con la comunidad. La actividad que realizan los brigadistas es la de ubicar los nidos por zonas de trabajo, una vez ubicados se deben limpiar y desyerbar los nidos, así como contabilizar el número de bocas de cada nido, ubicar la entrada principal de forrajeo activa, marcar los nidos con una estaca (bandera roja para nidos inventariados, bandera amarilla para nidos tratados y bandera blanca para nidos controlados), y medir los nidos (área en metros cuadrados) según su tamaño (grandes, medianos, pequeños), y dibujar a mano alzada el croquis del predio, con la ubicación de los nidos en cada finca o terreno a intervenir.

La medición de los hormigueros es fundamental para determinar el tipo de control más adecuado a realizar y calcular la cantidad de producto necesario para su control.

Georeferenciación y eficacia de los controles. Cada hormiguero inventariado y localizado se puede georeferenciar por medio de un sistema de posicionamiento global GPS, para determinar las coordenadas geográficas de su ubicación exacta en un mapa regional. Los registros se deben llevar en una ficha técnica, donde se anota el punto o número de nido, propietario del predio, tamaño del nido, número de bocas, tipo de control, fecha de control y coordenadas de ubicación. Con este formato se puede hacer luego el seguimiento de la actividad del nido, para determinar la efectividad del tratamiento empleado (químico, biológico, manual o cultural) el cual se determina midiendo el número de obreras forrajeras activas que entran al nido por minuto, antes y después del tratamiento. Para esto se puede diseñar una escala de valores (alta, media, baja o nula) después de realizado el tratamiento, esto debido a que algunos tratamientos, como los biológicos, tienen un efecto de acción patogénica más lenta y los resultados se ven al cabo de la tercera a la sexta semana (Constantino y Bonilla, 2004).

Métodos de control

Control mecánico/manual

Empleado sólo para nidos pequeños dentro de los primeros tres meses, entre el vuelo nupcial y la apertura del primer orificio. La destrucción manual del hormiguero y de la reina se hace mediante el uso de una pala o palín, ya que la cámara se encuentra a sólo 20 - 30 cm de profundidad. Este método de control manual de hormigueros es una medida preventiva fundamental y efectiva para evitar la proliferación de futuros nidos en un predio y se debe programar en las fechas del vuelo nupcial, durante las lluvias de marzo - abril y octubre - noviembre.

Control físico

El uso de gasolina y fuego para explotar los nidos, utilizada por algunos agricultores, no se recomienda por los riesgos para el agricultor y por su baja eficacia, además de que es una práctica que contamina el suelo. La aplicación de agua debe de hacerse en terrenos planos y nidos pequeños, para evitar la erosión del suelo. Se recomienda el uso de barreras a base de plástico con grasa alrededor de los troncos de árboles, para evitar que las hormigas suban (Madrigal y Yepes, 1997; Constantino y Bonilla, 2004).

Control etológico

El conocimiento del calendario del vuelo nupcial es fundamental para iniciar el control oportuno de hormigueros. Este comportamiento se da durante dos épocas al año, que generalmente coinciden con el inicio de las lluvias, en el cual las hormigas salen masivamente de los nidos para aparearse, emigrar y formar nuevos nidos. Este evento puede ser aprovechado para capturar las hembras y evitar así que formen nuevos nidos. Para la captura de las reinas, durante el vuelo nupcial se pueden emplear lámparas de luz negra. También mallas metálicas de agujeros pequeños, construidas en forma de jaulas cuadradas de 20 x 20 cm, ubicadas sobre las bocas de los nidos, para capturar las reinas antes del vuelo nupcial, cuando emergen y salen de los nidos en grandes cantidades. Estas hormigas se pueden aprovechar para consumo humano o como alimento para las gallinas (Constantino y Bonilla, 2004).

Control biológico

Mediante el uso de hongos entomopatógenos (*Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*) y hongos micopatógenos (*Trichoderma lignorum*) aplicados en forma de cebos atrayentes hechos manualmente, basados en hojuelas de avena o salvado de trigo impregnado con jugo de naranja como atrayente (Ortiz et al., 1999; López et al. 1999; Constantino y Bonilla, 2004).

Los hongos entomopatógenos *B. bassiana* y *M. anisopliae*, se encuentran normalmente en el ambiente, como un enemigo natural de insectos y son inofensivos para el hombre, las aves y los animales domésticos. El modo de acción es muy específico, la acción patogénica ocurre cuando las esporas entran en contacto con el tejido vivo del huésped y ésta se hidrata. Las hifas penetran la cavidad hemocélica por medio de la cutícula por acción mecánica y efectos enzimáticos. Las enzimas y toxinas que liberan digieren y penetran el hemocelo o torrente sanguíneo de los insectos, invadiendo todos sus tejidos, lo cual causa la parálisis y muerte del insecto. La invasión del hemocelo y los tejidos ocurre entre las 24 y 48 horas siguientes. Las hifas continúan creciendo y el micelio sale del insecto atravesando la cutícula y cubriéndola con una capa algodonosa blanca. Finalmente, bajo condiciones de alta humedad produce millones de esporas nuevas sobre el cuerpo del insecto muerto, que se liberan en el ambiente para iniciar un nuevo ciclo (Bustillo, 2002).

Los conidios de *Beauveria bassiana* sobreviven en la capa terrestre y en condiciones favorables de humedad pueden persistir de un año a otro, causando epizootias naturales en poblaciones de insectos susceptibles (Madrigal y Yepes, 1997).

Trichoderma lignorum es un hongo antagonista que invade y contamina el hongo simbiote de la hormiga arriera, causándole la muerte, lo cual ocasiona que las hormigas mueran por inanición al no tener alimento (Ortiz et al., 1999).

Estos hongos se deben aplicar en forma de cebo, para que las hormigas los puedan transportar hasta el interior de los nidos donde está la reina y las cámaras donde las hormigas cultivan el hongo simbiote (Constantino y Bonilla, 2004). La preparación manual de un cebo con agentes microbiológicos debe contener:

500 g de hojuelas de avena enteras.

1 L de jugo de naranja, usado como atrayente.

10 g de una formulación comercial del hongo, que tenga una concentración de 1×10^{10} esporas por gramo.

Se agregan las hojuelas de avena poco a poco sobre un platón o balde plástico, y se va agregando el jugo de naranja con un atomizador, para que se impregnen del atrayente. Debido a que el jugo de naranja es pegajoso, actúa como adherente para las esporas del hongo que se agregan por espolvoreo y se mezclan bien con las hojuelas con guantes de mano. Con este sistema las hojuelas de avena quedan enteras y no es necesario hacer bolitas o *pellets* con la mano.

Para un nido pequeño de una a cuatro bocas, se colocan 50 g de cebo en montículos ubicados a 30 cm de la boca de forrajeo y a un lado del camino. La aplicación de los cebos debe hacerse en época de verano y con suelo seco, en caso contrario se debe proteger el cebo de la humedad con un pedazo de teja o de hoja. El cebo no se debe tocar con las manos para evitar que las hormigas detecten el olor y lo rechacen.

Control químico

Formicidas en polvo

Para nidos pequeños y medianos se emplea la insufladora para que el producto penetre hasta las cámaras. Nunca aplique el polvo sobre los caminos ni las bocas, porque el efecto de control es ineficaz. Se debe aplicar cuando el suelo esté seco, hasta unos 30 cm de profundidad. Se recomienda aplicar entre 30 a 50 g/m² de hormiguero (Madrigal y Yepes, 1997).

Cal viva

Se recomienda la aplicación de cal viva en forma de talco con insufladora, en nidos pequeños y medianos, ubicados cerca de fuentes de agua o nacimientos para evitar problemas de contaminación, con dosis entre 30 y 50 g/m² de hormiguero (Madrigal y Yepes, 1997).

Formicidas con termonebulizador

Recomendado para nidos grandes, se usa ACPM como conductor, el cual al ser nebulizado forma un humo tóxico que penetra fácilmente en todas las cámaras. Se usa una dosis de 50 cm³ de clorpirifos por litro de ACPM, a razón de un minuto de termonebulización por cada 10 m² de hormiguero.

Cebos tóxicos

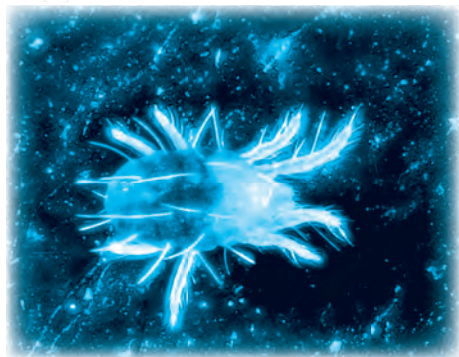
Para estos cebos se utiliza afrecho de trigo o avena y jugo de naranja con un insecticida como clorpirifos o con un hongo como *Metarhizium anisopliae*. Al igual que los cebos con hongos entomopatógenos, éstos se deben aplicar con guantes y en días de verano y en suelo seco.

Control cultural

Son las prácticas de tipo artesanal que el agricultor emplea para el control de la hormiga arriera en sus predios, como por ejemplo las siembras de cultivos trampa que atraen a las hormigas y que por efectos tóxicos afectan el crecimiento del hongo simbiote, cuando las hormigas entran el follaje a las cámaras del nido. Las plantas recomendadas son canavalia, higuerrilla y ajonjolí. Otras técnicas de control empleadas comúnmente y que actúan como repelente son el uso de boñiga y ceniza en las bocas de los nidos. Igualmente, se pueden hacer camas con compost en sitios donde hay nidos grandes, en donde se puede mezclar la tierra que las hormigas sacan del nido para uso como abono orgánico. Esta actividad de arrojar compost con cal en las bocas de los nidos y de hacer continuamente el volteo del suelo repele las hormigas.

Literatura citada

- BUSTILLO, A. E. 2002. Los hongos entomopatógenos en el control de insectos plagas. *In*: Memorias Curso Internacional Teórico – Práctico. Sección I. Entomopatógenos de la broca del café. Cenicafé, Chinchiná, Colombia, marzo 11 al 15 del 2002. p. 1 – 53.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío y Cenicafé, Armenia, Colombia. 120 p.
- CONSTANTINO, L. M.; BONILLA, F. 2004. Manejo Integrado de la hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.). *In*: Memorias Curso de Capacitación Teórico - Práctico. Prevención para el control de la hormiga arriera en la zona rural del Municipio de Santiago de Cali. UMATA, Fundespac, Secretaria de Desarrollo Territorial y Bienestar Social. Villa Carmelo, 26 septiembre de 2004. p. 1-50.
- JAFFÉ, K.; HOWSE, P. E. 1979. The mass recruitment of the leaf - cutting ant, *Atta cephalotes* (L.). *Anim. Behav.*, 27 (2): 930-939.
- JAFFÉ, K.; VILELA, E. 1989. On nest densities of the leaf-cutting ant *Atta cephalotes* in tropical primary forest. *Biotropica*, 21 (3): 234-236.
- LÓPEZ, E.; ROMERO, M.; ORTIZ, A.; ORDUZ, S. 1999. Primer registro de *Metarhizium anisopliae* infectando reinas de *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Formicidae) en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 25: 49-56.
- MADRIGAL, A. 2003. Insectos forestales en Colombia. Biología, hábitos, ecología y manejo. Editorial Marín Vieco Ltda, Medellín, Colombia, p. 369 – 394.
- MADRIGAL, A.; YEPES, F. 1997. Las hormigas cortadoras de hojas (Hymenoptera: Formicidae). Cuadernos divulgativos en Entomología. No.3. Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín. 47 p.
- ORTIZ, A.; MADRIGAL, A.; ORDUZ, S. 1999. Evaluación del comportamiento de las hormigas *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Formicidae) frente a la contaminación del jardín del hongo con *Trichoderma lignorum*. *Revista Colombiana de Entomología*, 25: 169-177.
- QUINLAN, R. J.; CHERRETT, J. M. 1979. The role of fungus in the diet of the leaf - cutting ant, *Atta cephalotes*. *Ecological Entomology*, 4 (2): 151-160.
- WILSON, E. O. 1986. The defining traits of fire ants and leaf cutting ants. *In*: Fire ants and leaf-cutting ants: Biology and management. West view studies in insect biology, C. Lofgren and A. K.Vande Meer (eds.). Boulder, Colorado, p. 1 – 9.
- WETTERER, J. K. 1990. Diel changes in forager size, activity, and load selectivity in a tropical leaf-cutting ant, *Atta cephalotes*. *Ecological Entomology*, 15: 97-104.



CAPÍTULO 22

La arañita roja, *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae).

Álex Enrique Bustillo Pardey

Los ácaros o arañas que atacan al café pertenecen al género *Oligonychus*, pero sólo tres especies se encuentran con frecuencia asociadas al cafeto, en diferentes partes del mundo, *Oligonychus coffeae* (Nietner), *O. ilicis* (Mc Gregor) y *O. yothersi* (McGregor) (Crowe, 1960). *Oligonychus yothersi* es la única registrada en Colombia (Benavides, 1972; Cárdenas 1983; ICA, 1989) y existen registros de sus ataques desde 1931, en cafetales de Antioquia (Sáenz, 1932). Es una especie polífaga, de distribución mundial, que afecta muchos cultivos de importancia económica (Urueta, 1975).

Sinonimia: *Tetranychus yothersi* McGregor, 1914, *Paratetranychus yothersi* (McGregor). En la literatura del siglo pasado se mencionaba esta arañita como *Tetranychus* sp. (Benavides, 1972).

Descripción e historia de vida

Las hembras de la arañita roja del cafeto (*O. yothersi*), tienen un cuerpo algo ovalado y subgloboso, de aproximadamente 0,5 mm de largo, de color anaranjado en el tercio anterior y rojo negruzco en el resto del cuerpo, con doce pares de setas dorsales y un par de setas caudales, todas blancas, y con patas del mismo color al del tercio anterior del cuerpo y setas blancas (Figura 22.1). El macho es más pequeño, delgado y de color más pálido, con patas más largas que la hembra y con las mismas características de setas. La cópula ocurre inmediatamente llegan a su estado adulto, en caso de que esto no ocurra las hembras pueden ovipositar huevos fértiles mediante partenogénesis de tipo arrenotoquia, de los cuales sólo se producen machos.



■ **Figura 22.1.** Adultos de la arañita roja, *Oligonychus yothersi* en la haz de la hoja (Foto J. C. Ortiz).

Los huevos son casi esféricos, algo achatados, con una ligera estriación radial, provistos de un pedicelo dorsal, largo y blanco amarillento; los huevos son rojos y se tornan anaranjados hacia el momento de la eclosión. Son difíciles de visualizar a simple vista. La hembra los deposita individualmente en la haz de las hojas, junto a la nervadura central, quedando cubiertos por una ligera telaraña compuesta por hilos blancos y sedosos entrecruzados. Al eclosionar los huevos de *O. yothersi* dan origen a una fase muy móvil de tres pares de patas, denominada larva. Posteriormente, el ácaro pasa por dos estados ninfales de cuatro pares de patas, la protoninfa y la deuteroninfa, hasta llegar a adulto (Hill, 1975). Estas ninfas tienen una forma más oval que las larvas, la parte anterior de su cuerpo es roja y la mitad posterior pardo rojiza o púrpura.

Los estados ninfales son similares al adulto pero más pequeños. Debido al tamaño, la dispersión de estos ácaros es más frecuente por medio de vientos, que transportan las ninfas a grandes distancias.

El ciclo de vida de *O. yothersi* es muy corto y es más rápido en sitios más calientes. A temperaturas de 20°C, el ciclo de vida de huevo a adulto es de 20 días y el adulto puede vivir hasta 30 días (Cárdenas, 1983), pero a 25°C el ciclo es de 13 días y pueden vivir cerca de 25 días (Orozco et al., 1990). Los adultos depositan entre 40 y 50 huevos/hembra, en un lapso de 8 días.

Daño

Las ninfas y adultos se alimentan succionando la savia de las hojas del cafeto. Su alimentación inicialmente se confina en la haz o parte superior de las hojas, se encuentran primero a lo largo de las venas centrales y secundarias de las hojas. Cuando las poblaciones son muy altas se observan telarañas muy finas recubriendo la colonia. Estas áreas se tornan de un color pardo rojizo. El daño ocasionado por las arañitas rojas se traduce en una reducción de la actividad fotosintética, hasta de un 30%. Por lo general, las hojas infestadas se caen prematuramente. En ataques severos se puede observar desde lejos una coloración pardo rojiza en el cafetal afectado (Figura 22.2).



■ ■ **Figura 22.2.** Daño en las hojas producido por *Oligonychus yothersi* en el follaje de un cafeto (Foto A. Bustillo).

Manejo de poblaciones

El clima es un factor muy importante que influye en la abundancia de esta plaga. La temperatura determina la actividad diaria y la velocidad con que se multiplican los ácaros. Las poblaciones de *O. yothersi* son especialmente abundantes durante las épocas secas, causando alerta entre los caficultores, pero tan pronto como las épocas lluviosas llegan las poblaciones se reducen.

Son muy comunes en lotes de café cercanos a carreteras o caminos destapados o polvosos. En forma natural el control de estas arañitas lo hace un buen número de enemigos nativos que conviven en el cafetal, como son los Coccinellidae: *Stethorus* sp., *Scymnus* sp. y *Coleomegilla*. Estas arañitas también son depredadas por otras de la familia Phytoseiidae (Cárdenas, 1983).

En Brasil se explora el control de *O. yothersi* con el uso de hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* (Oliveira et al., 2002, 2004).

Literatura citada

- BENAVIDES G., M. 1972. La "araña roja" del cafeto. Avances Técnicos Cenicafe, No. 22, Chinchiná, Colombia. 4 p.
- CÁRDENAS, R. 1983. La araña roja del cafeto, *Oligonychus yothersi*. Avances Técnicos Cenicafe, No. 110, Chinchiná, Colombia. 2 p.
- CROWE, T. J. 1960. Mites as coffee pests. Kenya Coffee, 29: 504 – 505.
- HILL, D. S. 1975. Agricultural insect pests of the tropics and their control. Cambridge University Press, London, 516 p.

- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4a edición, 662 p.
- OLIVEIRA, R. C. de; ALVES, L. F. A.; NEVES, P. M. O. J. 2002. Susceptibility of *Oligonychus yotheresi* (Acari: Tetranychidae) to the fungus *Beauveria bassiana*. Sci. agric. (Piracicaba, Brazil), 59 (1): 87-189.
- OLIVEIRA, R. C. de; NEVES, P. M.O. J.; ALVES, L. F. A. 2004. Entomopathogenic fungi selection to control *Oligonychus yotheresi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) in paraguay tea crops (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). Neotropical Entomology, 33 (3): 347-351.
- OROZCO, J.; DUQUE, M. C.; MESA, N. C. 1990. Efecto de la temperatura sobre la tabla de vida de *Oligonychus yotheresi* en *Coffea arabica*. Revista Cenicafé (Colombia), 41 (1): 5-18.
- SÁENZ MORENO, J. 1932. La aracnosis del cafeto. Revista Cafetera de Colombia, 4 (38 y 39): 1476.
- URUETA, E. J. 1975. Arañas rojas (Acarina: Tetranychidae) del Departamento de Antioquia. Revista Colombiana de Entomología, 1 (2): 1-14.



CAPÍTULO 23

Insectos chupadores en los cafetales

Álex Enrique Bustillo Pardey

Al cultivo del café en Colombia lo afectan numerosos insectos caracterizados por tener estructuras mandibulares picadoras-chupadoras, que les permiten alimentarse de la planta succionando la savia. Entre este grupo se destacan las moscas blancas, las escamas, los piojos blancos y los áfidos o pulgones. Estos insectos son esporádicos en el cultivo y afectan normalmente plantas jóvenes, y en cultivos establecidos atacan los nuevos brotes del follaje. Causan en la planta, como resultado de su alimentación, el encrespamiento del follaje y la proliferación de la fumagina, que reduce la actividad fotosintética de la planta. En algunos casos, moscas blancas y áfidos, se señalan como vectores de enfermedades virosas en muchos cultivos. A continuación se describen las especies de insectos chupadores que, con alguna frecuencia, se observan en el follaje de los cafetos en Colombia.

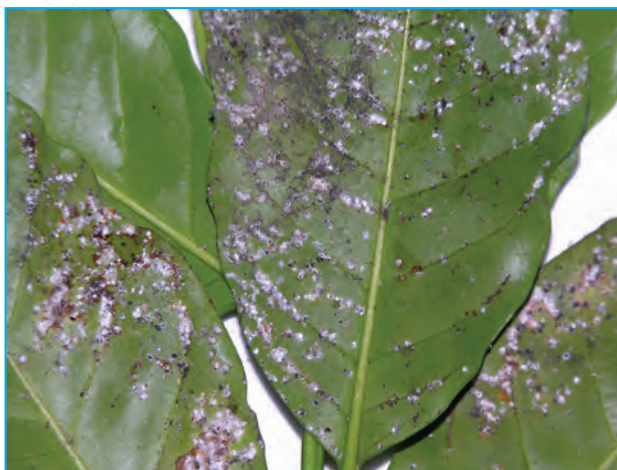
La mosca blanca lanuda, *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) (Hemiptera: Aleyrodidae)

En cafetales de Colombia se presentan varias especies de moscas blancas de los géneros *Tetraleurodes*, *Aleurotrachelus* y *Aleurothrixus* (Figura 23.1), pero la más frecuente es *Aleurothrixus floccosus* (Maskell) (ICA, 1989). Esta mosca blanca es de distribución neotropical pero se encuentra en casi todas las regiones del mundo, donde ataca de preferencia cultivos de cítricos.

Descripción e historia de vida

Aleurothrixus floccosus (Figura 23.2) como su nombre común lo indica, se reconoce por la abundante masa de lana cerosa que deposita sobre el envés de las hojas. El adulto mide 1,5 mm, se parece a una pequeña polilla blanca, el cuerpo es de color amarillo con un polvo ceroso blanco. Tiene alas estrechas que dejan ver el abdomen. Los huevos son blancos translúcidos, pedunculados y de forma oval; son colocados por la hembra adheridos a las hojas en el envés, formando un círculo o semicírculo. Toman entre 4 y 12 días para eclosionar. El estado de ninfa pasa por tres estadios, es sedentario, con un cuerpo bastante aplanado, de forma oval, transparente y protegido por una masa de bandas cerosas. El primer ínstar es muy pequeño, cerca de 0,3 mm, y es el único móvil. Al finalizar la etapa de ninfa se forma un cuarto estadio que se refiere en algunos casos como pupa de 0,6 mm, para luego dar paso al adulto. Los adultos se localizan en el envés de las hojas jóvenes del café, de las cuales se alimentan de la savia, pueden vivir hasta 25 días y pueden colocar hasta 200 huevos durante su vida. Cuando se sacude la planta atacada comienzan a volar y se detienen en otra planta rápidamente (Kerns *et al.*, 2007).

Las ninfas se fijan a las hojas como cochinillas y se alimentan de la savia, segregan también una sustancia azucarada de la que vive la fumagina y las hormigas melívoras. Las hojas atacadas se observan recubiertas por grandes depósitos algodonosos blancos en el envés, forman grupos compactos en donde se encuentran los adultos, las formas jóvenes y los huevos.



■ ■ **Figura 23.1.** La mosca blanca *Aleurothrixus* sp., infestando hojas del cafeto (Foto: A. Bustillo.).



■ ■ **Figura 23.2.** La mosca blanca lanuda *Aleurothrixus floccosus* infestando hojas del cafeto, detalles de los estados inmaduros y de un adulto (Foto J. C. Ortiz).

Daño

Debido a la succión que hacen las moscas blancas, se forman manchas amarillas en las hojas, esto se agrava por el desarrollo del hongo *Capnodium* sp., que causa la fumagina y reduce la actividad fotosintética de las hojas, lo que conduce a su marchitamiento y posterior caída.

Manejo de poblaciones

Los ataques de la mosca blanca lanuda son esporádicos en café y normalmente están asociados a brotes que se presentan en otros cultivos, también susceptibles al ataque de este insecto. Cuando se recurre al control con insecticidas normalmente se agrava el problema y si se hace rutinariamente este control puede conducir al desarrollo de resistencia de este insecto a los químicos usados.

Estas moscas blancas son atacadas por varios enemigos naturales que mantienen sus poblaciones bajo control. Los controladores más frecuentes son los hongos *Aschersonia aleyrodis*, *Lecanicillium lecanii*, y los parasitoides de los géneros *Amitus* y *Encarsia*.

Piojo blanco del café, *Orthezia praelonga* Douglas (Hemiptera: Ortheziidae)

Con el nombre común de piojos blancos se conoce la especie *Orthezia praelonga*, que se encuentra esporádicamente afectando cafetales y especialmente cítricos en Colombia (ICA, 1989). Se encuentra distribuido en Centro y Suramérica. En Brasil y Colombia se registra como plaga de mucha importancia económica en cultivos de cítricos pero los cafetales se consideran un huésped secundario (Mariconi *et al.*, 1994, Corrales y López 1991). Otros huéspedes sobre los cuales se ha encontrado son: marañón, piña, cocotero, aguacate y muchas plantas ornamentales (Corrales y López, 1991; ICA, 1989).

Descripción e historia de vida

Orthezia praelonga (Figura 23.3), tiene el cuerpo de coloración verde y su ciclo de vida lo completa en 70 días, el período de preoviposición es de 19 a 20 días, y el de oviposición de 42 días. Pasa por cuatro estadios



■ ■ **Figura 23.3.** El ortézido del café, *Orthezia praelonga* (Foto J. C. Ortiz).

ninfales y la diferencia básica de un estadio con el otro, es el tamaño. Las ninfas recién emergidas se aglomeran alrededor de la madre formando grandes colonias.

Las hembras adultas de *O. praelonga* presentan el cuerpo recubierto por láminas cerosas y blancas. Son ápteras y pueden medir cerca de 2,5 mm. En la parte posterior del cuerpo se encuentran varios bastones de cera que se unen para formar un ovisaco, que llega a medir 8 mm, en donde las hembras alojan sus huevos, que pueden llegar a 200, y las ninfas recién emergidas.

Los machos de *O. praelonga* tienen el cuerpo azulado, ojos robustos, antenas con nueve segmentos, un par de alas bien desarrolladas, muestran en la extremidad abdominal filamentos cerosos, patas finas y delgadas, lo que los hace semejar a un mosquito. En el campo

se observa una gran cantidad de machos volando al atardecer y copulando con hembras que se encuentran en las plantas infestadas. Pueden copular con más de una hembra y la cópula dura de 5 minutos a 1,5 horas. La duración del macho es de cinco días. Los adultos y ninfas de estas especies son móviles y se desplazan por toda la planta y forman colonias muy numerosas.

Daño

Las poblaciones de piojos blancos se incrementan en épocas secas, de baja humedad. Estos insectos se localizan en el envés de las hojas y pueden invadir todas las estructuras de la planta. Hacen el daño al succionar la savia de la planta e inyectar toxinas que causan la distorsión del follaje y aceleran su defoliación. Cuando las poblaciones son altas pueden atacar las inflorescencias y ocasionar la necrosis y caída de los botones florales.

El otro efecto lo causa el hongo negro, *Capnodium* sp., que crece sobre las secreciones azucaradas exudadas por el insecto, produciendo la fumagina y reduciendo así la actividad fotosintética de las plantas. Estos insectos también se encuentran asociados a hormigas que se alimentan de estas secreciones y reciben de ellas protección de otros enemigos.

Manejo de poblaciones

Estos piojos no se desplazan a grandes distancias por sus propios medios y, por lo general, esto ocurre con el traslado de plántulas de vivero infestadas de un lugar a otro.

En cultivos de café no ha sido necesario acudir al control químico; sin embargo, en cultivos de cítricos cuando las infestaciones son muy altas y están causando daño económico se recomienda la aplicación de un insecticida de contacto o sistémico en mezcla con una suspensión de jabón de coco, aplicando este producto con equipos a alta presión. Es importante lograr una buena cobertura, la función del jabón es disolver la cera, para exponer el insecto al insecticida.

También se recomienda colocar cintas pegajosas o con grasa alrededor del tronco del árbol, para evitar que las ninfas que caen con la presión del agua vuelvan a subir al árbol.

A *O. praelonga* la atacan varios enemigos nativos, especialmente predadores que mantienen sus poblaciones bajo control. En varios países como México, Kenia, Uganda, Hawai y Perú, donde la especie *O. insignis* es una plaga severa, se ha acudido al control biológico clásico, con la introducción de una "mariquita" conocida como *Hyperaspis pantherina* Fürsch (Coleoptera: Coccinellidae), la cual se alimenta de los piojos blancos y

mantiene sus poblaciones bajas, a niveles tolerables. Es posible que la causa de que *O. praelonga* no sea plaga en la zona cafetera colombiana se deba a la presencia de predadores eficientes como *H. pantherina* (Booth et al., 1995).

En Brasil, *O. praelonga* tiene como enemigos naturales a *Azya luteipes* Scymmus sp. y *Chrysoperla* sp., además están usando los hongos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Lecanicillium lecanii* para su control (Cesnik et al., 2002).

La escama verde del café, *Coccus viridis* (Green) (Hemiptera: Coccidae)

Sinonimia: *Eulecanium viridis*, *Lecanium viridis* Green, *Lecanium viride* Green.

La escama verde del café, *Coccus viridis*, es entre los insectos chupadores la plaga más importante del cafeto y causa pérdidas considerables en muchos regiones cafeteras del mundo. Es una plaga bastante cosmopolita, se encuentra en todas las regiones en donde se cultiva el café. En Colombia, además del cafeto ataca aguacate, cítricos, cacao y guayaba (ICA, 1989).

Descripción e historia de vida

La escama verde desarrolla una cubierta gruesa a manera de coraza protectora. Las ninfas de primer ínstar, una vez establecen un sitio de alimentación, permanecen ahí inmóviles.

Las hembras adultas de *C. viridis* son de color verde pálido brillante, el cuerpo es convexo y bastante aplanado, de forma elíptica, de 4 por 2 mm y sin patas (Figura 23.4). Presenta unas manchas negras, cortas y curvadas, en el dorso. Se encuentran muy adheridas a los tejidos vegetales y protegidas por un escudo o cobertura de consistencia poco dura (Roba, 1936). Se reproducen sin los machos y dan lugar a generaciones partenogenéticas. Cada hembra puede depositar entre 100 y 500 huevos, los cuales eclosionan en unas pocas horas.

Pasan por tres ínstares ninfales, similares en apariencia pero cada uno es más grande que el anterior. El primero se caracteriza por su movilidad y por poseer dos estructuras largas en forma de cola. Este estado se desplaza en la planta antes de establecerse en un sitio para iniciar su alimentación. La duración de su ciclo de vida de huevo a adulto toma cerca de 30 a 40 días, y el adulto vive entre 2 y 5 meses (Beardsley y Gonsalves, 1975).



Figura 23.4. Escama verde *Coccus viridis* sobre un brote tierno de café (Foto J. C. Ortiz.).

Las escamas se encuentran en el envés de las hojas, muy adheridas al tejido vegetal a lo largo de la vena central, y también en los tallos y frutos del cafeto, pero son muy comunes en cafetos en levante, colonizando abundantemente los tallos tiernos de las plántulas en crecimiento (Dekle, 1976).

Daño

La escama verde succiona la savia de la planta y debilita el árbol, particularmente cuando estos están jóvenes. La escama secreta una sustancia azucarada referida como rocío de miel, que cubre las hojas y soporta el crecimiento de un hongo negro *Capnodium* sp., denominado comúnmente como fumagina, el cual reduce la actividad fotosintética de la planta.

Las poblaciones de la escama requieren constante monitoreo cuando los árboles de café están jóvenes y en etapa de crecimiento, especialmente en épocas secas o en áreas de poca precipitación. En infestaciones severas las hojas y frutos caen, el crecimiento se detiene y las plantas jóvenes pueden morir.

Manejo de poblaciones

Las poblaciones de *Coccus viridis* están asociadas a hormigas que las protegen de otros enemigos y se considera que son las responsables de que sus poblaciones se incrementen y dispersen. Si se evita que estas hormigas tengan acceso a los árboles de café, la escama verde por lo general, desaparece, controlada por sus enemigos naturales.

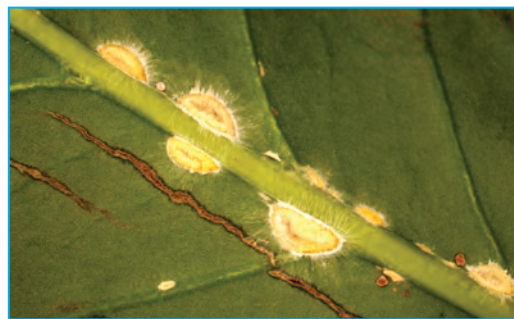
El agente de control más eficiente en la reducción de poblaciones de esta escama es el hongo *Lecanicillium* (*Verticillium*) *lecanii*, el cual invade y destruye la escama en dos días (Figuras 23.5 y 23.6). Al cabo de 10 días de la infección, el hongo crece afuera del cuerpo de la escama para producir un micelio blanco característico de *L. lecanii* alrededor del cuerpo de la escama que se puede ver extendiéndose sobre la hoja de café, antes de que el hongo cubra la escama por completo (Bustillo, 2002).

Las esporas del hongo *L. lecanii* requieren alta humedad, para germinar, y de la lluvia, para dispersarse. Aun a 96% de humedad relativa, la germinación se reduce en un 60%, esto explica la falta de actividad del hongo durante épocas secas. Su acción se favorece por altas humedades y temperaturas entre 20 y 30°C (Bustillo, 2002).

Muchos de los enemigos naturales de *C. viridis* son avispitas parasíticas. Se han registrado siete parasitoides que la atacan, pero no son efectivos en climas calientes, secos y con mucho viento. Algunos depredadores se alimentan de la escama verde son *Azya orbiger*a, y un número de moscas de la familia Syrphidae (Figura 23.7).



■ ■ **Figura 23.5.** *Coccus viridis* en frutos de café e infectado por *Lecanicillium lecanii* (Foto: A. Bustillo).



■ ■ **Figura 23.6.** *Coccus viridis* sobre una hoja de café, infectado por *Lecanicillium lecanii*, observe el crecimiento blanco del hongo (Foto J. C. Ortiz).



■ ■ **Figura 23.7.** Larva de una mosca Syrphidae predando sobre *Coccus viridis* (Foto J. C. Ortiz).

La escama tortugueta, *Saissetia coffeae* (Walker) (Hemiptera: Coccidae)

Sinonimia: *Coccus coffeae* Kirkaldy, 1902, *Lecanium coffeae* Walker, 1852; *Lecanium hemisphaericum* Targioni - Tozzetti, 1867. *Saissetia hemisphaerica* Hall, 1922.

Saissetia coffeae es un insecto polífago, y en Colombia, además del café ataca muchos cultivos frutales y ornamentales como aguacate, anonáceas, granadilla, mango, pomarrosa, san Joaquín y palmas ornamentales (ICA, 1989). Es común encontrarlo gregario, en altas poblaciones, sobre la corteza de ramas y tallos o en los bordes de las hojas de las plantas huéspedes.

Descripción e historia de vida

Los machos de *Saissetia coffeae* son muy raros en las poblaciones de esta escama, se presume que la mayor parte de la reproducción ocurre por partenogénesis. Los huevos son depositados debajo del caparazón de la hembra. Los huevos son diminutos, translúcidos o blanquecinos recién depositados y más tarde se tornan a un color amarillo pálido a naranja. (Beardsley y Gonsalves, 1975; Dekle, 1965).

El primer estadio es de forma plana, oval, pardo verdoso a ámbar pálido, tienen seis patas y son aproximadamente del tamaño de los huevos. Este es el único estadio móvil, ya que las ninfas se mueven en el follaje del café en busca de un sitio disponible donde alimentarse. Los otros dos estadios ninfales son estacionarios y permanecen en el sitio elegido por el primero.



■ ■ **Figura 23.8.** Adulto de la escama tortugueta, *Saissetia coffeae* (Foto J. C. Ortiz.).

El color del cuerpo de los dos últimos estadios varía de un amarillo pálido a un verde pardusco a rosado oscuro. La forma del cuerpo del segundo y tercer estadio tiene un contorno irregular y es plano. Hacia el final del tercer estadio, la escama tiene una fase de crecimiento rápido, hasta que alcanza casi el tamaño del adulto.

La hembra de *S. coffeae* (Figura 23.8), tiene un caparazón convexo, de color marrón claro a oscuro, en forma de casco. El adulto es incapaz de moverse y mide aproximadamente 2 mm.

Las hembras tienen un período de preoviposición de 2 a 3 días, y luego depositan huevos durante 4 a 6 días antes de morir. El promedio de huevos que coloca cada hembra durante su vida es de 250 a 400. Debido a que las hembras no son capaces de moverse, una vez se han establecido e iniciado su alimentación, la dispersión a sitios lejanos es mediante transporte pasivo de material vegetal infestado. A cortas distancias la dispersión sucede cuando el primer ínstar busca lugares para alimentarse y establecerse (Beardsley y Gonsalves, 1975).

El macho adulto tiene alas, pero sólo pueden realizar vuelos cortos o transportarse con ayuda del viento. Los machos solo viven unas pocas horas, emergiendo en las horas de la tarde para copular. Debido a su tamaño tan pequeño, a su corta vida y a la actividad vespertina, es raro encontrar machos adultos en los cafetales (Beardsley y Gonsalves, 1975).

Daño

La escama tortuga se encuentra agregada sobre los retoños, hojas y frutos jóvenes de las plantas de café. A menudo están dispuestas en líneas irregulares cerca al borde de la hoja. Estas escamas se alimentan de la savia de los tejidos y causan el debilitamiento de plantas viejas, deformación de las partes infestadas, pérdida de hojas, retardo en el crecimiento de la planta y aun la muerte de las plantas en viveros.

La mielecilla secretada por la escama forma una película sobre las hojas que aprovecha el hongo de la fumagina para crecer. Frecuentemente, se observa actividad de hormigas protegiendo las escamas y alimentándose de la mielecilla.

Manejo de poblaciones

Saissetia coffeae es principalmente un problema en almácigos de café y cuando los cafetos están recién sembrados en el campo. Normalmente, los ataques de este insecto sucumben a la acción de muchos controladores naturales y no se requiere el uso de insecticidas químicos para su control. Entre éstos se pueden mencionar: las avispidas parasitoides *Scutellista cyanea* Motschulsky y *Lecanobius* sp.; los depredadores *Azya luteipes* Munsant, *Chilocorus cacti* (L) y *Baccha bonleyi* Curran (Posada y García, 1976). Entre los entomopatógenos, como en el caso de *Coccus viridis* el hongo *L. lecanii* juega un papel importante en la regulación de sus poblaciones (Bustillo, 2002).

El pulgón negro, *Toxoptera aurantii* (Boyer de Fonscolombe) (Hemiptera: Aphididae)

Sinonimia: *Aphis aurantii* Boyer de Fonscolombe, *Toxoptera aurantiae*, *Aphis camelliae*.

El pulgón negro de los cítricos, *Toxoptera aurantii*, debe su nombre a su color y a que es una plaga importante de los cítricos, pero también puede atacar cultivos de té, cacao y esporádicamente se puede encontrar en plantas de café. Está distribuido en muchas partes del mundo y se encuentra en todas las regiones tropicales y subtropicales. Su distribución abarca Sur y Centroamérica, Sur de los Estados Unidos, África, India, Este de Asia y Australia, así como el Mediterráneo (Hill, 1983).

Descripción e historia de vida

En el trópico, los pulgones o áfidos solo dan lugar a hembras ápteras y aladas, partenogenéticas y vivíparas. Los adultos de *T. aurantii* (Figura 23.9) miden entre 2,0 y 3,0 mm de longitud, son de forma oval, negros brillantes a negros parduscos, el cornículo y la cauda son negros. Tienen antenas cortas con bandas claras y oscuras. Los individuos alados presentan el abdomen más oscuro y son ligeramente más delgados que las formas ápteras. La incidencia de individuos alados depende de la densidad de la población y la edad de la hoja, esta estrategia se utiliza para la dispersión del insecto a otras plantas o huéspedes (Bustillo y Sánchez, 1981).

La reproducción es partenogenética. Las hembras inician su reproducción tan pronto alcanzan el estado adulto. Son vivíparas, dando lugar a 5 - 7 ninfas por día, hasta un total cercano a 50 ninfas por cada hembra. Las ninfas recién nacidas se encuentran agrupadas, debido a que las madres no se mueven del sitio en donde dan lugar a los nacimientos. Hay cuatro instares ninfales, el primer instar es aproximadamente de 0,7 mm en longitud y el último de 1,5 mm, y son de color pardo. Las colonias se desarrollan preferentemente en el envés de las hojas jóvenes, pero también pueden encontrarse en los brotes nuevos y en las yemas florales. Una generación del pulgón negro puede durar alrededor de 15 días (Bustillo y Sánchez, 1981).

Este es el único pulgón que produce una estridulación audible causada por la frotación de dos partes de su cuerpo, muy similar a lo que hacen los grillos. Las colonias grandes de este pulgón producen este sonido cuando se las molesta.



Figura 23.9. Colonia del pulgón negro *Toxoptera aurantii* y pulgón verde *Aphis spiraecola*, sobre un brote, asociados a una hormiga que los protege de los enemigos (Foto J. C. Ortiz).



Figura 23.10. Larva de un coccinélido predando ninfas del pulgón verde (Foto J. C. Ortiz).



Figura 23.11. El pulgón negro *Toxoptera aurantii* parasitado por la avispa *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Foto J. C. Ortiz).

Daño

El pulgón negro de los cítricos se alimenta succionando la savia de sus huéspedes y causa distorsión y malformación del crecimiento de las hojas y las puntas de los brotes, debido a toxinas que inyectan. En la mayoría de los casos *T. aurantii* es una plaga de menor importancia en café. Por lo general, después de épocas lluviosas, las colonias de este insecto se encuentran en los brotes tiernos y en el envés de las hojas jóvenes de la planta de café. A menudo es una plaga más seria en almácigos de café que en plantaciones.

Estos pulgones producen mielecilla, la cual es apetecida por abejas, avispas, hormigas y otros insectos. La mielecilla sirve como un medio sobre el cual crece el hongo *Capnodium* sp. para producir la fumagina, que con la película negra que queda sobre la hoja, interfiere la actividad fotosintética de la planta.

T. aurantii se convierte en una plaga seria cuando es capaz de diseminar enfermedades virales. Se ha demostrado que en otros países es vector de enfermedades virales en *Coffea liberica*, *Coffea arabica* var. *bullata* ("blister spot") y *Coffea excelsa* ("ring spot"). En Colombia, *T. aurantii* es vector de la "tristeza de los cítricos", el virus del moteado de los cítricos y el virus de la hoja pequeña del limón.

Manejo de poblaciones

Varios enemigos naturales del pulgón negro mantienen sus poblaciones bajo control, lo que hace innecesario el uso de insecticidas. Entre los predadores están *Allograpta obliqua*, *Chrysopa basalís*, *Chrysopa microphyta*. Las larvas de muchos coccinélidos se observan frecuentemente entre las colonias de los áfidos, consumiendo sus estados ninfales (Figura 23.10). Los parasitoides incluyen *Aphelinus* sp. y *Lysiphlebus testaceipes* (Figura 23.11). Esta plaga también es atacada por el entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* (Posada y García, 1976).

Literatura citada

BEARDSLEY, J. W.; GONSALVES, R. H. 1975. The biology and ecology of armored. Annual Review of Entomology, 20: 47-73.

- BOOTH, R. G.; CROSS, A. E.; FOWLER, S. V.; SHAW, R. H. 1995. The biology and taxonomy of *Hyperaspis pantherina* (Coleoptera: Coccinellidae) and the classical biological control of its prey, *Orthezia insignis* (Homoptera: Ortheziidae). Bull. Entomol. Res., 85: 307-314.
- BUSTILLO, A. E. 2002. Los hongos entomopatógenos en el control de insectos plagas. In: Memorias Curso Internacional Teórico – Práctico. Sección I. Entomopatógenos de la broca del café. Cenicafe, Chinchiná, marzo 11 al 15 del 2002, p. 1 – 53.
- BUSTILLO, A. E.; SÁNCHEZ, G. 1981. Los áfidos en Colombia. Plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. Editorial Produmedios ICA, Publicación ICA-COLCIENCIAS, Bogotá, 96 p.
- CESNIK, R.; PRATES, H. S.; ALVES, S. B. 2002. Controle biológico da *Orthezia praelonga* na citricultura. <http://www.cati.sp.gov.br/novacati/tecnologias/>
- CORRALES, J. A.; LÓPEZ, A. 1991. El piojo blanco (*Orthezia* sp.) grave plaga que amenaza los cítricos. Avances Técnicos Cenicafe, No. 165. Chinchiná, Colombia, 6 p.
- DEKLE, G. W. 1965. Arthropods of Florida Vol. 3, Florida Armored Scale Insects. Division of Plant Industry, Florida Department of Agriculture & Consumer Service, Gainesville, 2 p.
- DEKLE, G. W. 1976. Green scale, *Coccus viridis* (Green) (Homoptera: Coccidae) Entomology Circular No. 165. Division of Plant Industry, Florida Department of Agriculture, Gainesville, 265 p.
- HILL, D. S. 1983. Agricultural insect pests of the tropics and their control. Second edition, Cambridge University Press, 746 p.
- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4a edición, 662 p.
- KERNS, D.; WRIGHT, G.; LOGHRY, J. 2007. Woolly whiteflies (*Aleurothrixus floccosus*). In: Citrus arthropod pest management in Arizona. Cooperative Extension, The University of Arizona, College of Agriculture. Tucson, Arizona, 5 p.
- MARICONI, F. A. M.; NASS, L. L.; PASSOS, H. R. 1994. Chemical control of coccid (*Orthezia praelonga* Douglas, 1891) for orange-trees, with insecticide granulated. Sci. Agric. (Piracicaba, Brazil), 51 (3): 474 - 480.
- POSADA, L.; GARCÍA, F. 1976. Lista de predadores, parásitos y patógenos de insectos registrados en Colombia. Boletín Técnico 41, ICA, Bogotá, Colombia, 90 p.
- ROBA, R. P. 1936. La escama verde del cafeto: *Coccus viridis* Green. Revista Cafetalera de Colombia, 6: 2087– 2091.



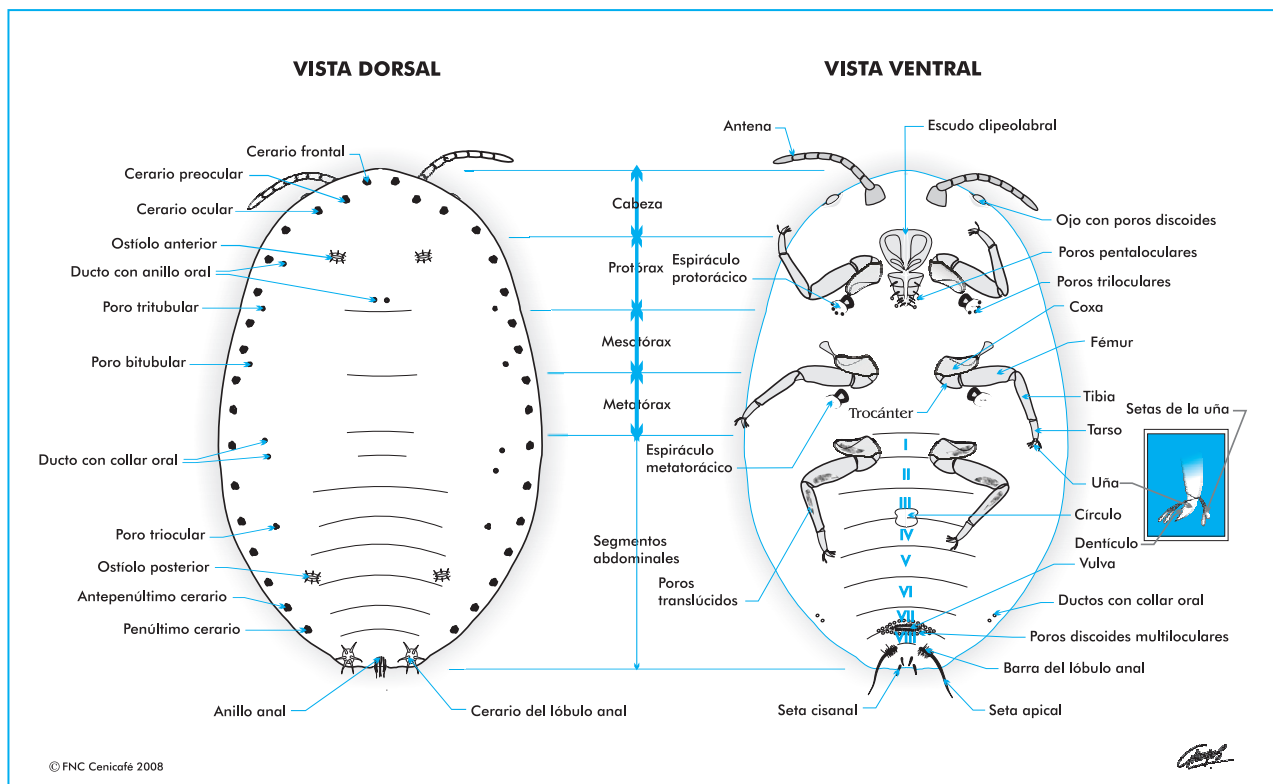
CAPÍTULO 24

Cochinillas harinosas en cafetales colombianos

Clemencia Villegas García, Álex Enrique Bustillo Pardey, Gustavo Zabala Echevarría, Pablo Benavides Machado, Andrea Amalia Ramos Portilla

Las cochinillas harinosas también conocidas como chinches harinosas o palomillas, constituyen un grupo diverso de hemípteros de la superfamilia Coccoidea, considerados como plaga del café en diferentes países productores del grano. Estos insectos se encuentran en una gran diversidad de ecosistemas y, generalmente, viven agregados en distintas partes de la planta, dependiendo de los hábitos de la especie en cuestión. Mientras algunas cochinillas se localizan en las partes aéreas, como hojas, flores, frutos, ramas o tallo, otras poseen hábitos crípticos, y se localizan en las raíces principal, secundarias o raicillas. Como todos los insectos chupadores, las cochinillas (ninfas y hembras adultas) se alimentan de la savia de las plantas hospederas, debilitándolas y provocando heridas que pueden convertirse en vías de entrada de agentes patógenos como virus, bacterias, hongos y nematodos.

Las cochinillas harinosas son insectos pequeños de forma ovalada o redonda, que a menudo están cubiertos por una capa cerosa blanca en la superficie dorsal. Aunque son predominantemente sedentarias, todos los estados de las cochinillas son móviles; su cuerpo no posee caparazón y es de consistencia blanda. Las hembras adultas son ápteras, con la cabeza y el tórax fusionado (cefalotórax). En la Figura 24.1 se presenta un diagrama sobre las principales estructuras que ayudan en la identificación de las especies.



■ Figura 24.1. Morfología de la cochinilla.

Los machos adultos son alados, carecen de estilete, son más pequeños que las hembras y menos longevos. En algunas especies, las hembras pueden presentar partenogénesis con descendencia sólo de hembras. Los instares ninfales se diferencian por su tamaño y movilidad, la longitud de las antenas, y la presencia de filamentos ceríferos alrededor del tórax y el abdomen.

Altas poblaciones de cochinillas harinosas en los cultivos de café pueden causar problemas como la reducción en el crecimiento y vigor de las plantas, la proliferación de retoños y hojas más pequeñas, que finalmente se traducen en frutos de menor tamaño y de inferior calidad. Sólo en casos severos, en almácigos o en árboles menores de un año, el ataque de las cochinillas genera síntomas visibles como clorosis y defoliación, llegando incluso a desencadenar la muerte de la planta.

Uno de los aspectos más interesantes y complejos de la biología de las cochinillas es su estrecha relación con varias especies de hormigas. En estas asociaciones, conocidas específicamente como trofobiosis (Hölldobler y Wilson, 1990), las hormigas se alimentan de la excreción azucarada (miel de rocío) de las cochinillas y en contraprestación, les ofrecen protección contra el ataque de una gran diversidad de parasitoides y depredadores, brindándoles adicionalmente el beneficio de la dispersión (Cárdenas, 1985; Cárdenas y Posada, 2001). Algunas especies de hormigas también crían los huevos de las cochinillas asociados a su propia prole, en cámaras especiales al interior de la colonia (Delabie, 2001; Flanders, 1957). En general, los principales problemas que conllevan estas asociaciones de tipo mutualista en cultivos de importancia económica, se relacionan con la dispersión de la plaga por parte de las hormigas y la protección que éstas brindan a las cochinillas contra el ataque de enemigos que puedan estar ejerciendo un control biológico de manera natural. No obstante, cabe anotar que no existen estudios en café, destinados a cuantificar el daño económico que producen estas asociaciones.

Las cochinillas harinosas son difíciles de identificar a nivel de especie, cuando están vivas. En su mayoría, los especímenes deben ser recolectados en alcohol y posteriormente preparados para montaje en láminas para un examen microscópico (Williams y Watson, 1988).

Dysmicoccus brevipes (Cockerell) **(Hemiptera: Pseudococcidae)**

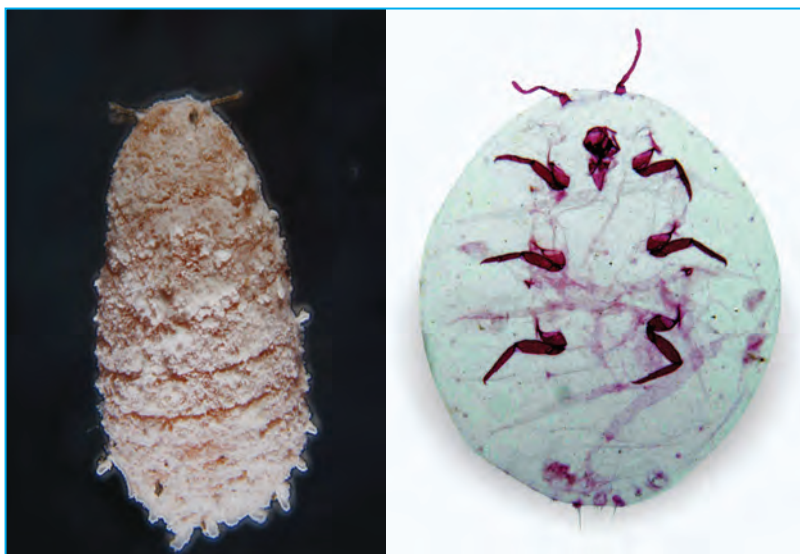
Sinonimia: *Dactylopius brevipes* Cockerell, 1893; *Pseudococcus brevipes* (Cockerell), Fernald, 1903; *Pseudococcus missionum* Cockerell, 1910; *Pseudococcus bromeliae* (Bouché), Hempel, 1912; *Pseudococcus pseudobrevipes* Mamet, 1941 (Williams y Granara de Willink, 1992).

Descripción e historia de vida

La mayoría de especies del género *Dysmicoccus* poseen cuerpo de forma ovalada, patas bien desarrolladas y uñas sin dentículo. Las hembras adultas son blancas o rosadas (Figura 24.2a), tienen cuerpo ovalado y el dorso convexo. Tienen una longitud aproximada de 3 mm, poseen patas bien desarrolladas y antenas con ocho segmentos. En la superficie dorsal poseen una capa cerosa blanca, con filamentos laterales y caudales cortos.

En la superficie ventral poseen de 6 a 17 pares de cerarios, usualmente con 5 ó 6 setas cónicas grandes, acompañadas de pocas setas auxiliares. En la superficie dorsal, especialmente en los segmentos abdominales posteriores, poseen poros en forma de discos (discoides) de apariencia cribosa y poros discoides simples junto a los ojos. Una descripción morfológica detallada la presenta Ramos (2006).

Dysmicoccus brevipes (Figura 24.2 b), se reconoce por la presencia de setas dorsales sobre los segmentos VII y VIII, conspicuamente más largas que las setas dorsales restantes (Williams y Watson, 1988; Williams y Granara de Willink, 1992).



■ ■ **Figura 24.2.** *Dismyccoccus brevipes*. **a.** adulto con cerosidades; **b.** características morfológicas del insecto (Foto J. C. Ortiz).

Esta cochinilla tiene una distribución Pantropical y es una especie común en la mayoría de los países productores de café. Aunque principalmente es una plaga de la piña, también infesta otra gran variedad de especies cultivadas que incluyen maní, garbanzo, cacao, cítricos, plátano, maíz, guanábana, coco, calabaza, palma africana, caña de azúcar, heliconias, aguacate, mango, papa y habas (Williams y Granara de Willink, 1992). En la zona cafetera colombiana, esta especie se ha registrado en los departamentos de Antioquia, Caldas, Cauca, Quindío, Risaralda, Tolima y Valle del Cauca, asociada a *Coffea arabica*, igualmente se ha registrado en raíces de algunas arvenses como cortadera y cuero de sapo.

En los árboles de café, esta cochinilla se encuentra principalmente en frutos, el cuello de la raíz y en raíces primarias y secundarias (Hill, 1983; Saunders *et al.*, 1998). En plátano se encuentra en el seudotallo y en las raíces, y en cacaotero la mayoría de cochinillas se encuentran en el fruto, usualmente en el área de contacto de éste con el tallo (Williams y Granara de Willink, 1992; Ramos, 2006).

La longevidad de las hembras adultas varía entre 31 y 80 días, con un promedio de 56 días. Aunque su reproducción es sexual, éstas también se pueden reproducir por partenogénesis, dando origen sólo a ninfas hembras (Saunders *et al.*, 1988). El período de maduración antes de la reproducción dura cerca de 27 días, y el período en que deposita ninfas dura 25 días, en promedio. Durante su vida, las hembras pueden producir cerca de 234 progenies y aproximadamente 1.000 ninfas. Los machos son alados, más pequeños que las hembras y menos longevos. Esta especie es ovovivípara, lo que indica que los huevos eclosionan dentro de los ovisacos de los cuales emergen las ninfas. Durante un breve período, éstas permanecen agregadas bajo el cuerpo de su madre antes de desarrollar la cubierta cerosa. Las ninfas mudan tres veces antes de llegar al estado adulto. El desarrollo de las ninfas varía de 48 a 68 días (Hill, 1983). El primer estadio ninfal, en el cual los insectos son llamados "crawlers" o caminadores, es en gran medida el responsable de su dispersión.

Entre las especies de hormigas asociadas a esta cochinilla, *Solenopsis geminata* y *Pheidole megacephala* son las más comunes en la región Neotropical. Por su agresividad, estas hormigas dificultan el manejo de esta plaga, contribuyendo con su protección y dispersión en los cultivos.

Daños

D. brevipes infesta principalmente las raíces de las plantas, debilitándolas y generando enanismo y el amarillamiento de las hojas. Aunque los cafetos de más de tres años rara vez mueren por una infestación de esta cochinilla, las plantas recién sembradas son más susceptibles y pueden sufrir el ataque de poblaciones muy altas, que generan los síntomas descritos y ocasionan daños que repercuten en su productividad.

Manejo de poblaciones

La principal forma de diseminación de las cochinillas es por medio de los almácigos, bien sea que el suelo que se utilice esté contaminado con las cochinillas o que las hormigas transporten cochinillas hacia estos almácigos. Por esto, es importante mantener los almácigos libres de cochinillas y al momento de la siembra en el cafetal cerciorarse que en los huecos para el transplante no estén infestados por estos insectos. En estos casos se deben tratar los huecos con un insecticida de contacto, antes de la siembra del café.

El control de *D. brevipes* se enfoca normalmente en las hormigas que cuidan de estos insectos en una forma mutualista. Estas hormigas pertenecen a la especie *Solenopsis geminata* y *Pheidole megacephala*, las cuales ofrecen a las cochinillas resguardo, protección de depredadores y parasitoides y las mantienen libres de detritos, que pueden acumularse en la mielecilla que secretan y que pueda ser mortífera para la colonia. Sin las hormigas, las poblaciones de las cochinillas no prosperan mucho para invadir nuevas áreas y el cafetal puede estar libre de una infestación seria de las cochinillas (Benavides y Cárdenas, 1997). Las plantaciones de cafetos deben mantenerse libres de arvenses que puedan albergar las cochinillas. Las arvenses también son fuente de alimento para mantener poblaciones de hormigas en los períodos cuando las poblaciones de las cochinillas son pequeñas.

En la literatura se registran varios enemigos naturales de *D. brevipes*, los parasitoides incluyen *Aenasius colombiensis*, *Anagyrus ananatis*, y entre los predadores están: *Cryptolaemus montrouzieri* y *Scymnus* spp., (Cárdenas y Posada, 2001); sin embargo, es cuestionable el papel que puedan jugar en la reducción de las poblaciones de esta plaga.

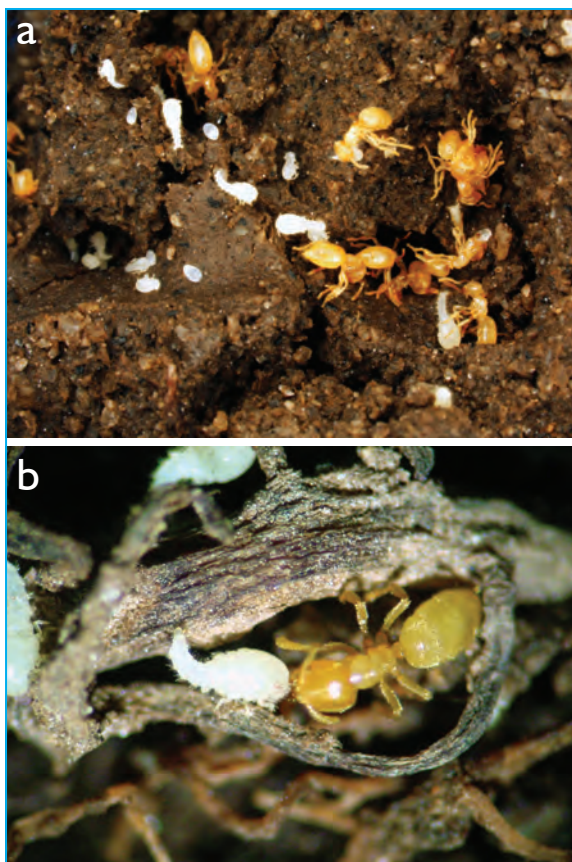


Figura 24.3. *Neochavesia caldasiae*, **a.** en su hábitat con la hormiga *Acropyga fuhrmanni*; **b.** hormiga transportando en sus mandíbulas una cochinilla. (Foto J. C. Ortiz).

Neochavesia caldasiae (Balachowsky) (Hemiptera: Pseudococcidae)

Sinonimia: *Eumyrmococcus* sp., (Roba, 1936), *Chavesia caldasiae* Balachowsky, 1957.

Descripción e historia de vida

Neochavesia caldasiae fue descrita de especímenes recolectados por primera vez en raíces de café, en Chinchiná, Caldas. Las ninfas y adultos de esta cochinilla tienen una apariencia extraña, en forma de pera (Figura 24.3), carecen de ostiolas dorsales y la parte terminal distal es deprimida y en forma de copa. La cabeza es poco visible desde arriba y está confinada por el tórax, el cual es bastante voluminoso. Su aparato bucal picador-chupador es bien desarrollado y el abdomen se va adelgazando desde el tórax hasta la parte distal, y se asemeja a una cola (Roba, 1936).

Esta especie se reconoce particularmente por la presencia de poros triloculares en la cabeza y en el tórax, uñas con una longitud aproximada de 2/3 de la longitud de los tarsos, y lóbulos anales prominentes, largos y anchos (Williams y Granara de Willink, 1992).

El género *Neochavesia* tiene distribución Neotropical y se registra en Brasil, Colombia y Trinidad y Tobago

(Williams, 1998). En estos países, se ha encontrado y catalogado como plaga, principalmente en cultivos de café, cacao y plátano; también se ha encontrado en raíces de algunas arvenses como cortadera, cuero de sapo, escobadura, masequia y diente de león.

En *N. caldasiae* se ha confirmado que la reproducción es sexual. Las cuatro especies de este género son las únicas dentro de Coccoidea en las que el tercer ínstar de la hembra es una pupa. Adultos, huevos y ninfas son objeto de atención obligatoria por parte de hormigas del género *Acropyga*. Hormigas y cochinillas poseen hábitos crípticos y presentan dispersión conjunta. Las hormigas anidan cerca a las raíces que infestan las cochinillas, crían los huevos de estos hemipteros asociados a su propia prole, y brindan protección a ninfas y adultos, transportándolos a lugares seguros cuando se perturba la planta hospedera o la colonia (Williams, 1998; Delabie, 2001). Tal como se ha mencionado, las hormigas se benefician en esta relación alimentándose de la excreción azucarada de las cochinillas, la cual constituye un recurso que no depende de la variación estacional de otros productos de la planta (McKey y Meunier, 1996). En los vuelos nupciales, las futuras reinas de *Acropyga* transportan en sus mandíbulas una hembra de la cochinilla, garantizando de este modo la permanencia de esta relación. Este comportamiento, denominado trofoforesis (LaPolla *et al.*, 2002; LaPolla, 2004), es posiblemente el resultado de un proceso coevolutivo entre cochinillas y hormigas, según las evidencias registradas en ámbar Dominicano del Mioceno (Johnson *et al.*, 2001).

En Colombia, *N. caldasiae* se ha encontrado asociada a tres de las cinco especies de *Acropyga* que habitan en el país: *Acropyga berwicki* Wheeler, *A. exsanguis* (Wheeler) (antes *A. robae* Donisthorpe) y *A. fuhrmanni*. Estas especies son frecuentes en zonas cafeteras de Antioquia y Quindío, lo que genera preocupación entre los caficultores por su abundancia y por los daños ocasionados por las cochinillas en plantas jóvenes o recién plantadas. El complejo simbiótico entre *A. fuhrmanni*, conocida como “la hormiga de Amagá” u “hormiga hedionda” por su olor característico, y *N. caldasiae*, es el que se encuentra con mayor frecuencia en estos departamentos, y que ocasiona pérdidas en la productividad y se manifiesta por medio de síntomas como clorosis, defoliación, enanismo o retraso en el crecimiento.

Daños

Por lo general, *Neochavesia caldasiae* se encuentra en las raicillas de las plantas de café, succionando la savia, debilitándolas y reduciendo su vigor. Aunque no se conocen los efectos en las plantas en relación con el número de cochinillas o el tamaño de las poblaciones, se observa que el daño es más severo en plantas pequeñas, recién transplantadas, y en almácigos, en los cuales se encuentra un gran número de cochinillas asociadas a colonias de *Acropyga* con múltiples reinas y cientos o miles de obreras (Figura 24.3).

Manejo de poblaciones

A pesar de observarse en muchos cafetales establecidos poblaciones muy numerosas de *N. caldasiae*, no se encuentran signos que indiquen su daño en la planta. Es posible que en plantas de café de más de dos años, éstas soporten altas poblaciones. El manejo de *N. caldasiae* se debe centrar en evitar su diseminación por las hormigas, controlándola, y no permitir su transporte a los cafetales mediante almácigos infestados. Se debe procurar que en las resiembras los sitios en donde se hace el hoyado estén libres de las cochinillas.

Planococcus citri (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae)

Sinonimia: *Dorthesia citri* Risso, 1813; *Coccus tuliporum* Bouché, 1844; *Dactylopius citri* (Risso), Signoret, 1875; *Dactylopius destructor* Comstock, 1881; *Dactylopius secretus* Hempel, 1900; *Phenacoccus spiriferus* Hempel, 1900; *Phenacoccus spiniferus* Hempel, 1901; *Pseudococcus citri* (Risso), Fernald, 1903; *Planococcoides cubanensis* Ezzat & McConnell, 1956; *Planococcus cucurbitae* Ezzat & McConnell, 1956 (Williams y Granara de Willink, 1992).



■ **Figura 24.4.** La cochinilla de los cítricos, *Planococcus citri* (Foto J. C. Ortiz).

Descripción e historia de vida

Los miembros del género *Planococcus* se caracterizan porque poseen cuerpo de forma ovalada, patas bien desarrolladas y uñas sin denticulo; en la superficie ventral poseen 18 pares de cerarios. Los cerarios abdominales poseen dos setas cónicas y carecen de setas auxiliares. Las setas dorsales son usualmente flageladas y la barra del lóbulo anal siempre está presente. *Planococcus citri* se reconoce particularmente porque posee en la superficie ventral de la cabeza de 14 a 35 ductos tubulares y/o de 7 a 30 ductos en el tórax, cercanos al octavo par de cerarios. En el dorso de la cabeza y junto al octavo par de cerarios, posee entre 15 y 50 ductos bien desarrollados (Williams y Granara de Willink, 1992) (Figura 24.4).

Planococcus citri es una de las cochinillas más comunes en agroecosistemas tropicales y de zonas templadas; es una especie cosmopolita y se encuentra distribuida en casi todos los países que cultivan café. En Colombia, se ha registrado en los departamentos de Antioquia, Nariño y Valle del Cauca (Kondo, 2001; Gallego y Vélez, 1992), asociada principalmente a cultivos de cítricos, plátano, yuca y café. Williams y Granara de Willink (1992), registran para el país otros hospederos como papa, guayaba, espárragos, acanto, dracena y batata.

Durante su desarrollo, los machos de esta especie pasan por cuatro estadios ninfales. El primer estadio dura en promedio 10 días, el segundo 9 días, y el tercero y cuarto estadios, únicamente 3 días. Hacia el segundo estadio el insecto inicia la formación de un capullo alrededor de su cuerpo, el cual incrementa su densidad hasta que los adultos alados, al final del cuarto estadio, están listos para emerger. La hembra de *P. citri* tiene solo tres estadios ninfales; el primero dura 12 días, en promedio, el segundo 8 días y el tercero 9 días. Los machos adultos viven sólo de 2 a 4 días después de la última muda ninfal. Las hembras viven en promedio 88 días y pueden colocar entre 200 y 400 huevos durante toda su vida. El período de oviposición generalmente oscila entre 15 y 26 días. La relación de sexos es muy cercana a la paridad entre machos y hembras. Los huevos son depositados en grupos, cubiertos por un ovisaco hecho de hilos de cera, son cilíndricos a ovoides, de color amarillo y eclosionan en un lapso de 2 a 5 días. Los machos y hembras de esta cochinilla se mueven activamente durante toda su vida (Coffee Board Res. Dept., 1984).

Planococcus citri se asocia frecuentemente con otros insectos dañinos como los áfidos, las moscas blancas y algunas escamas. Los insectos depredadores que se presentan con mayor frecuencia atacando ninfas y hembras de esta cochinilla son el coccinélido *Hyperaspis* sp. y la crisopa *Chrysoperla* sp. En las plantas hospederas se observan habitualmente varias especies de chinches depredadoras de la familia Miridae, que se alimentan de huevos, ninfas y hembras de la plaga (León et al., 2001). En la zona cafetera colombiana se han observado varias especies de hormigas asociadas a *P. citri*, entre las que sobresalen *Solenopsis geminata*, *Wasmannia auropunctata* y *Paratrechina fulva*, por su abundancia, dominancia en los agroecosistemas y su agresividad para proteger las cochinillas.

Daños

Para *P. citri*, el café en Colombia constituye un hospedero secundario al cual ataca ocasionalmente (Cárdenas, 1985). Las ninfas y adultos de esta especie se agregan en grandes cantidades alrededor de las cerezas y el follaje nuevo del tercio superior de los árboles, produciendo clorosis y la marchitez de las estructuras en los sitios de alimentación. Adicionalmente, las excreciones azucaradas de esta cochinilla proporcionan un

sustrato adecuado para el crecimiento del hongo negro *Capnodium* sp., que promueve el desarrollo de la fumagina, e interfiere con la fotosíntesis.

Manejo de poblaciones

El control biológico por agentes naturales parece ser el mejor medio para que sus poblaciones se reduzcan y no cause daños económicos. En otras partes, se indica que el predador *Cryptolaemus montrouzieri* es un controlador importante de *P. citri*. En Colombia se han observado larvas y adultos de *Chrysopa* sp. y algunos coccinélidos depredando sobre poblaciones de *P. citri* y dos especies de parasitoides del orden Hymenoptera (Cárdenas, 1985). El control de las hormigas que están asociadas a esta plaga ayuda en la reducción de sus poblaciones.

Puto antioquensis (Murillo) (Hemiptera: Putoidae)

Sinonimia: *Ceroputo antioquensis* Murillo, 1931; *Puto antioquensis* (Murillo), Ferris, 1950.

Descripción e historia de vida

Puto antioquensis es una especie descrita por Luis María Murillo a partir de especímenes recolectados en zonas cafeteras de Antioquia (Murillo, 1931). Los miembros de este género se caracterizan por su cuerpo ovalado, antenas usualmente con nueve segmentos, patas bien desarrolladas y uñas sin denticulo. La superficie ventral del insecto tiene ocho pares de cerarios, estructuras por donde secretan la cera que cubre su cuerpo. Las setas dorsales son de forma lanceolada y generalmente presentan el círculo, ubicado en el tercer segmento abdominal. La especie se reconoce por presentar el círculo dividido en dos partes completamente separadas y la presencia de cerarios con ductos tubulares alargados, cuyo ancho es 1,7 veces el ancho de un poro trilocular (Williams y Granara de Willink, 1992).

Esta especie, endémica de Colombia, se ha encontrado principalmente en zonas cafeteras de Antioquia y Quindío. Aunque el café se considera su único huésped primario, también se puede encontrar en maní y en plátano (ICA, 1989).

Poco se conoce acerca de la biología de esta cochinilla harinosa debido a sus hábitos crípticos. Las hembras adultas y los estados ninfales de ambos sexos son blancos y algodonosos, tienen aparato bucal picador-chupador corto y patas amarillas, relativamente cortas. El macho permanece dentro de un saco blanco y cuando completa su desarrollo sale ayudado por las hormigas mutualistas (Medina, 1955).

Daños

Puto antioquensis se localiza predominantemente en las raíces principales y secundarias del café y en ocasiones hasta en la parte del tronco inmediata al suelo. Las plantas afectadas pueden presentar clorosis lenta de las hojas y encrespamiento, cambios de color en los frutos, marchitamiento de las ramas y partes tiernas del follaje, reducción en la producción y en casos de ataques severos, puede producir la muerte de la planta (González, 1951). El daño ocasionado es más evidente en cafetales con suelos pobres. El cafeto afectado presenta un anclaje deficiente y no ofrece resistencia al doblarlo contra el suelo.

Cuando el ataque ocurre en el cuello de la raíz, con frecuencia se encuentran pequeños montículos o galerías protectoras construidas con tierra y materiales vegetales por la hormiga, *Solenopsis geminata*.

Manejo de poblaciones

Este insecto es una plaga endémica que se presenta en ciertas zonas y su incidencia es mayor en las áreas donde existen infestaciones que no se controlan a tiempo, por lo que la plaga se dispersa con la ayuda de

las hormigas mutualistas por medio de almácigos infestados. En la resiembra de cafetales es importante examinar los huecos que se hacen para las nuevas plantas por presencia de las cochinillas, ya que si éstos tienen poblaciones y no se tratan, es posible que causen serios retrasos en el desarrollo del cafeto y su posterior muerte.

Puto barberi (Cockerell) (Hemiptera: Putoidae)

Sinonimia: *Ceroputo barberi* Cockerell, 1901.

Descripción e historia de vida

De las cochinillas que se registran en las raíces del café, las del género *Puto* son las más grandes, ya que pueden medir de 5 a 7 mm (Figura 24.5a).

Puto barberi se reconoce principalmente por la presencia de numerosos poros discoides multiloculares en la superficie ventral; presenta 17 a 18 pares de cerarios con setas numerosas y grandes, y sin ductos tubulares alargados; el círculo es entero, aunque frecuentemente constreñido en su parte media; las uñas con denticulo y setas dorsales distribuidas uniformemente en los segmentos abdominales (Figura 24.6b) (Williams y Granara de Willink, 1992).

P. barberi, probablemente es la más común en la región Neotropical. Actualmente es la más predominante en los cafetales en Colombia, donde se ha registrado en los departamentos de Antioquia, Caldas, Quindío, Tolima y Valle del Cauca, principalmente en zona cafetera, entre 900 y 1.700 m de altitud, infestando *Coffea arabica* y *Citrus sinensis* (Ramos, 2006). En otros estudios realizados en el país, esta cochinilla harinosa se ha registrado sobre zanahoria, clavel, geranio, fresa, yuca, lantana, aguacate, cacao y guandul (ICA, 1989; Gallego y Vélez, 1992).

Puto barberi es una especie polífaga, cuya biología se conoce muy poco. En los árboles de café, las ninfas y adultos de esta cochinilla, poseen hábitos crípticos y se localizan en la raíz principal y en las raíces secundarias. Algunas hormigas como *A. exanguis*, *S. geminata*, *W. auropunctata* y *Tranopelta gilva*, se encuentran frecuentemente asociadas a esta especie, brindándole protección y dispersándola en los cultivos.

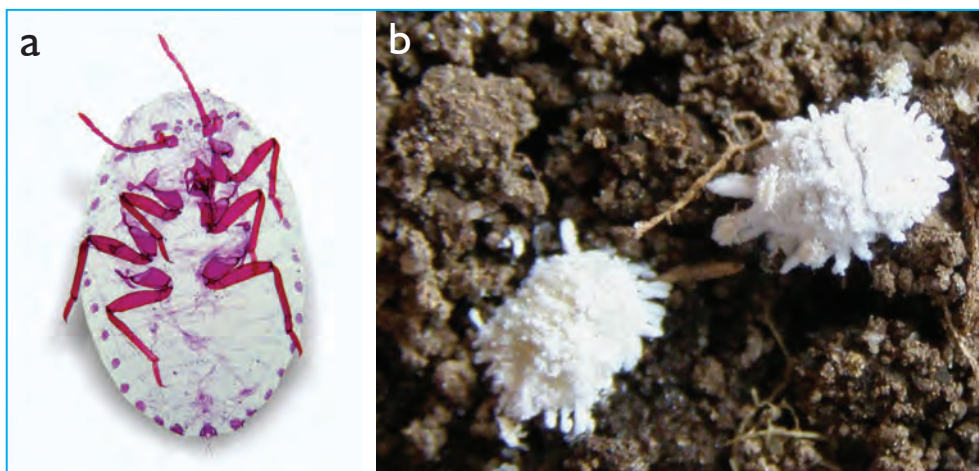


Figura 24.5. *Puto barberi*. **a.** características sin las cerosidades (Fotos J. C. Ortiz). **b.** aspecto del adulto con cerosidades (Foto G. Zabala).

Daños

En los últimos años, la incidencia de *P. barberi* se ha incrementado en cafetales de Antioquia, Caldas, Quindío y Tolima (Ramos, 2006). En almácigos y plantas jóvenes o recién sembradas, altas poblaciones de esta cochinilla ocasionan daños que se manifiestan mediante síntomas como clorosis foliar, defoliación y enanismo. En casos severos de infestación, finalmente se produce la muerte de la planta. Algunas observaciones sugieren que la inexistencia de síntomas manifiestos en algunos árboles, no indican que sus raíces no estén albergando individuos de esta plaga; en estos casos, es posible que la presencia de las cochinillas únicamente repercuta en una reducción de la productividad.

Manejo de poblaciones

Aplican las mismas medidas recomendadas para *P. antioquensis*, especialmente evitando su diseminación en almácigos y en las resiembras estar atento a la presencia de poblaciones de la cochinilla en los huecos que se hacen para las plántulas. En cultivos ya establecidos aparentemente las plantas de café resisten poblaciones más altas, que cuando están jóvenes.

Rhizoecus coffeae Laing (Hemiptera: Pseudococcidae)

Sinonimia: *Rhizoecus lendea* Pickel, 1927; *Neorhizoecus coffeae* (Laing) Hambleton, 1946 (Williams y Granara de Willink, 1992).

Descripción e historia de vida

Los miembros del género *Rhizoecus* se caracterizan por su cuerpo pequeño de forma ovalada. Antenas usualmente cortas, de 5 a 6 segmentos y fuertemente geniculadas. Patas bien desarrolladas generalmente cortas, presenta tarsos con un solo segmento y con uñas largas. El círculo es truncado o cónico, los poros son triloculares y el labio usualmente largo y angosto (Roba, 1936).

La hembra adulta es blanca y tiene una forma ovalada, de 2,3 mm de largo. El cuerpo es blando y estriado, de color amarillento, cubierto de una sustancia harinosa (Figura 24.6). Al igual que *D. brevipes*, esta especie también deposita los huevos en ovisacos visibles sobre las raíces de las plantas. En estos ovisacos los huevos eclosionan en menos de 24 horas después de depositados, luego emergen las ninfas denominadas “crawlers” o caminadoras, que se mueven para buscar en el sistema radicular una raíz secundaria apropiada e iniciar su alimentación con su aparato bucal chupador.

Particularmente, *R. coffeae* se reconoce por la presencia de numerosos poros tritubulares, cada uno aproximadamente del mismo tamaño, así como un poro trilocular ligeramente más grande (Williams y Granara de Willink, 1992).

El ciclo de vida de huevo a adulto puede tomar entre 60 y 120 días, dependiendo de la temperatura. La hembra adulta vive entre 27 a 57 días y puede producir entre 17 y 83 ninfas. Esta cochinilla se dispersa moviéndose de una planta a otra.

Esta especie, distribuida en Brasil, Colombia, Costa Rica y Surinam, se ha encontrado principalmente en zonas productoras de café. En Surinam se ha registrado especialmente en pastos.

En Colombia, *R. coffeae* se ha encontrado en la zona cafetera central asociada a dos especies de hormigas del género *Acropyga*. *A. exsanguis* (Wheeler) conocida comúnmente como la “hormiga de la Esperanza” (Roba, 1936; Benavides y Cárdenas, 1977), protege y transporta la cochinilla de una raíz a otra cuando lo requiera, y a cambio obtiene como alimento una mielecilla secretada del abdomen de la cochinilla. También se ha



■ ■ **Figura 24.6.** Aspecto del adulto de *Rhizococcus coffeae* (Foto L. M. Constantino)

observado conviviendo con “la hormiga de Amagá”, *A. fuhrmanni*, aunque esta especie prefiere a *N. caldasiae* (Roba, 1936).

Daño

El daño causado por *R. coffeae* no es muy notorio, ya que los síntomas se presentan con la reducción del crecimiento de la planta, falta de vigor, y subsiguiente muerte. El insecto no es evidente hasta que se examinan las raíces de la planta y se observan los puntos blancos cerosos, en los cuales se encuentran las hembras adultas. Se requieren infestaciones muy altas para que los síntomas se manifiesten y se pueda observar la muerte de la planta.

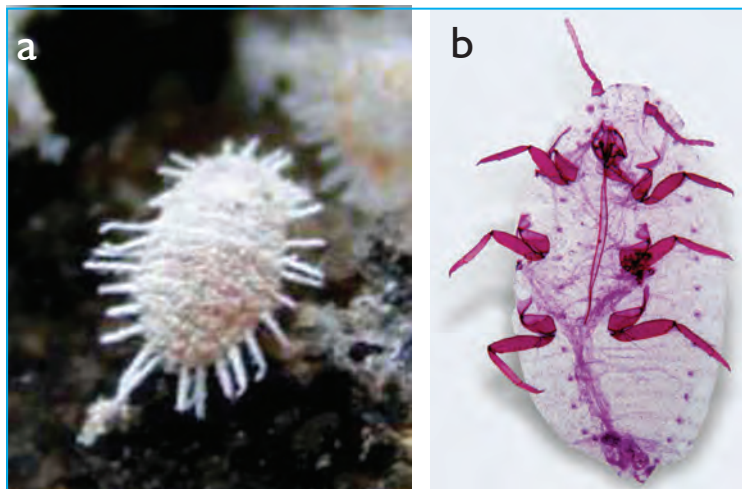
Manejo de poblaciones

Esta es una especie difícil de controlar debido a que se ubica hacia los extremos de las raíces en los pelos absorbentes; por esta razón sus daños son mayores, ya que limita la capacidad de absorción de las plantas.

No se conocen depredadores naturales de *R. coffeae*. Debido a que este insecto es muy difícil de detectar y controlar se deben hacer esfuerzos para prevenir su dispersión y establecimiento, especialmente controlando sus hormigas mutualistas.

Antes de plantar cafetos, el sitio en el campo debe inspeccionarse previamente para determinar si hay presencia del insecto. De manera similar deben examinarse las plántulas de vivero, removiendo las bolsas. En el campo, las raíces de plantas sospechosas, especialmente las de plantas con crecimiento lento, deben revisarse cuidadosamente y los huéspedes alternos deben retirarse o tratarse con insecticidas sistémicos.

Pseudococcus jackbeardsleyi Gimpel & Miller (Hemiptera: Pseudococcidae)



■ ■ **Figura 24.7.** *Pseudococcus jackbeardsleyi*. a. aspecto del adulto con cerosidades (Foto G. Zabala); b. características sin las cerosidades (Foto J. C. Ortiz).

Sinonimia: *Pseudococcus elisae* Borchsenius, 1947.

Descripción e historia de vida

Las especies del género *Pseudococcus* se reconocen principalmente porque poseen antenas de ocho segmentos, 12 a 17 pares de cerarios usualmente con dos setas cónicas, setas auxiliares presentes en todos los pares de los cerarios, y ductos tubulares con anillo oral presente en el dorso (Figura 24.7). Dentro del género, *P. jackbeardsleyi* se reconoce principalmente por la presencia de poros discoidales en anillos esclerotizados al lado de los ojos; poros translúcidos sobre

el fémur y la tibia posterior, y ductos tubulares con collar oral sobre el mesotórax, opuestos a cada espiráculo anterior (Williams y Watson, 1988; Williams y Granara de Willink, 1992).

Esta cochinilla tiene una distribución muy amplia en la región Neotropical. En Colombia se ha encontrado en los departamentos de Antioquia, Caldas, Cauca, Quindío, Tolima y Valle del Cauca, asociada a café, plátano, cacao, guayaba y banano (Ramos y Serna, 2004; Ramos, 2006).

La biología de esta especie se conoce poco. Se trata de una cochinilla polífaga, con una gran plasticidad ecológica, según sus hospederos y el amplio rango de distribución. En general, ninfas y adultos se encuentran agregados en microclimas húmedos y oscuros. En café, se alimenta en la raíz primaria, raíces secundarias y en la base del tallo. En plátano y en banano se encuentran frecuentemente bajo la base del pecíolo de las hojas que forman elseudotallo. En cacao se encuentran únicamente en los frutos (Ramos y Serna, 2004).

Daños

En los cafetales colombianos *P. jackbeardsleyi* no se encuentra con frecuencia, sin embargo, existen algunos registros recientes de la especie en el Quindío, asociada con un hongo basidiomiceto del género *Septobasidium*, el cual es frecuente observar en la base del tallo de los árboles (Figura 24.8).



■ **Figura 24.8.** Hongo *Septobasidium* sp., (Basidiomiceto) que se encuentra en la base del tallo asociado con el ataque de *P. jackbeardsleyi*.



■ **Figura 24.9.** Formación del hongo sobre las secreciones de las cochinillas *Pseudococcus jackbeardsleyi*.



■ **Figura 24.10.** Hiperplasia de las raíces ocasionada por el complejo del hongo y *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Foto G. Hoyos).



■ **Figura 24.11.** Presencia del hongo *Trichoderma* sp., sobre los nódulos causados por *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Foto J. C. Ortiz).

Este hongo crece sobre las secreciones de las ninfas y adultos formando una cubierta esponjosa y corchosa sobre las raíces (Figura 24.9), ocasionando una hiperplasia de las mismas (Figura 24.10). Ocasionalmente se ha encontrado el hongo *Trichoderma* sp. (Figura 24.11) sobre los nódulos ocasionados por *P. jackbeardsley*.

Algunos autores habían registrado la asociación de *Septobasidium* con las especies, *Dysmicoccus alazon* Williams y *Dysmicoccus criptus* (Hempel), sin embargo, en estudios recientes se encontró a *P. jackbeardsley*, como la especie que se encontraba asociada a este disturbio. Las plantas afectadas presentan síntomas como clorosis foliar y marchitez; finalmente, los daños conllevan a la muerte de la planta. Asociada a esta cochinilla se registraron las hormigas de los géneros *Monomorium pharaonis* y *Solenopsis geminata*.

Manejo de poblaciones

Esta cochinilla no es una plaga de importancia económica en café, aunque se puede presentar en forma localizada en algunos cafetales. Las prácticas de manejo y control recomendadas para las otras especies aplican para este insecto.

Literatura citada

- BALACHOWSKY, A. S. 1957. Sur un nouveau genre aberrant de cochenille radicole myrmécophile nuisible au caféier en Colombie. Rev. Pathol. Vég. Entomol. Agr. (France), 36: 157-164.
- BENAVIDES G., M.; CÁRDENAS, R. 1977. Hormigas de Amagá y de la Esperanza. Avances Técnicos Cenicafe, No. 69, Chinchiná, Colombia. 4 p.
- CÁRDENAS, R. 1985. La palomilla de las ramas del cafeto, *Planococcus citri* (Risso). Avances Técnicos Cenicafe, No. 125, 2 p.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío y Cenicafe. Armenia, Colombia. 120 p.
- COFFEE BOARD RESEARCH DEPARTMENT. 1984. II. Mealybug, p. 66-68. In: Thirty-sixth annual detailed technical report 1982-1983. Noresh Traders, printing division, Chikmagalur, India, 198 p.
- DELABIE, J. H. C. 2001. Trophobiosis between Formicidae and Hemiptera (Sternorrhyncha and Auchenorrhyncha): an overview. Neotropical Entomology, 30: 501-516.
- FLANDERS, S. E. 1957. The complete interdependence of an ant and a coccid. Ecology, 38: 535-536.
- GALLEGO, F. L.; VÉLEZ, R. 1992. Lista de insectos que afectan los principales cultivos, plantas, forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias, Medellín, Colombia, 142 p.
- HILL, D. S. 1983. Agricultural insect pests of the tropics and their control, 2nd edition, Cambridge University Press, 746 p.
- GONZÁLEZ M., R. 1951. Algunas consideraciones sobre el complejo simbiótico cóccido – hormiga del sistema radicular del cafeto. Revista Cafetera de Colombia, 10 (121): 3680 – 3690.
- HÖLLDOBLER, B.; WILSON, E. O. 1990. The ants. Belknap Press, Cambridge, Massachusetts, 732 p.
- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Boletín Técnico No. 43, 4a edición, 662 p.
- JOHNSON, C.; AGOSTI, D.; DELABIE, J. H.; DUMPERT, K.; WILLIAMS, D. J.; VON TSCHIRNHAUS, M.; MASCHWITZ, U. 2001. *Acropyga* and *Azteca* ants with scale insects: 20 million years of intimate symbiosis. American Museum Novitates, 3335: 1-18.

- KONDO, T. 2001. Las cochinillas de Colombia (Hemiptera: Coccoidea). *Biota Colombiana*, 2 (1): 31-48.
- LaPOLL, J. S. 2004. *Acropyga* (Hymenoptera: Formicidae) of the world. *Contributions to the American Entomological Institute*, 33: 1-130.
- LaPOLL, J. S.; COVER, S. P.; MUELLER, U. G. 2002. Natural history of the mealybug-tending ant *Acropyga epedana*, with descriptions of the male and queen castes. *Transactions of the American Entomological Society*, 128 (3): 367-376.
- LEÓN, G.; EVANS, G.; CAMPOS, J. C. 2001. Parasitoides de plagas (Homoptera) de los cítricos en el departamento del Meta, Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 27 (3-4): 153-146.
- McKEY, D.; MEUNIER, L. 1996. Evolution des mutualismes plantes-fourmis: quelques éléments de réflexion. *Actes Colloque Insectes Sociaux*, 10: 1-9.
- MEDINA, J. 1955. La "palomilla" del café. *Revista Agricultura Tropical*, 11 (9): 743 – 751.
- MURILLO, L. M. 1931. Los parásitos de café en el Departamento de Antioquia *Revista Cafetera de Colombia*, 3: 943-949.
- RAMOS, A. A. 2006. Chinchas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae y Putoidae) en cinco cultivos de la región andina colombiana. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de Colombia – Bogotá, Tesis Magister en Ciencias Agrarias, 105 p.
- RAMOS, A. A.; SERNA, F. J. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae). Universidad Nacional de Colombia - Medellín. *Revista Facultad de Agronomía*, 57 (2): 2383-2412.
- ROBA, R. P. 1936. "La hormiga de Amagá". *Revista Cafetalera de Colombia*, 6: 2023 – 2034.
- SAUNDERS, J. L.; COTO, D. T.; KING, A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE, Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Manual Técnico No. 29, 305 p.
- WILLIAMS, D. J. 1998. Mealybugs of the genera *Eumyrmococcus* Silvestri and *Xenococcus* Silvestri associated with the ant genus *Acropyga* Roger and a review of the subfamily (Hemiptera, Coccoidea, Pseudococcidae). *Bulletin of the British Museum, Natural History, Entomology*, 67: 1 - 64.
- WILLIAMS, D. J.; GRANARA DE WILLINK, M. C. 1992. Mealybugs of Central and South America. CAB International, 635 p.
- WILLIAMS, D. J.; WATSON, G. W. 1988. The scale insects of the tropical South Pacific region. Part 2, The mealybugs (Pseudococcidae). Wallingford, C.A.B. International, 260 p.



CAPÍTULO 25

Gusanos defoliadores del cafeto (Lepidoptera: Geometridae)

Álex Enrique Bustillo Pardey

En Colombia se registra un numeroso grupo de insectos que pueden causar serias defoliaciones en los cafetales, las especies más comunes pertenecen a la familia Geometridae. Las especies en diferentes regiones del mundo son distintas, pero presentan rasgos y hábitos similares, que pueden ser el resultado de haber tenido ancestros comunes, que por especiación han dado lugar a especies simpátricas, individuos muy similares que no se cruzan, pero que pueden o no ocupar las mismas regiones geográficas. En África, *Ascotis selenaria*, conocida como el medidor gigante del café, es una plaga muy seria en Kenia (Wheatley, 1963). En América varias especies de *Oxydia* hacen un daño similar atacando ocasionalmente los cafetales. Las larvas de todas estas especies se caracterizan por ser grandes, voraces y por desplazarse con un movimiento típico de mide cuartas, lo que les da el nombre común de “medidores”.

El medidor gigante, *Oxydia* spp., (Lepidoptera: Geometridae)

El género *Oxydia* es de distribución Neotropical y hábitos polífagos. Varias especies de este género causan ocasionalmente defoliaciones en los cafetales de Colombia, éstas son: *Oxydia vesulia* Cramer, *Oxydia hispata* Cramer, *Oxydia trychiata* (Guenée), *Oxydia obrundata* (Guenée) y *Oxydia noctuitaria* Walker (Benavides, 1974). Normalmente estos ataques ocurren en cafetales donde hay un abuso de insecticidas o donde las plantaciones de café están próximas a brotes de estos insectos en plantaciones de coníferas (Cárdenas, 1976). Estas especies se consideran endémicas, con huéspedes primarios en otra vegetación del ecosistema, que cuando se eliminan, éstas migran a monocultivos causándoles defoliaciones severas (Bustillo, 1979).

Descripción e historia de vida

El ciclo de vida y hábitos de *O. trychiata* han sido estudiados por Bustillo (1977). El adulto es una polilla que semeja una hoja seca o sea de color marrón pajizo. El macho es ligeramente más oscuro que la hembra. Cuando están en reposo, sobre las alas se observa un par de venas muy notorias que forman una “V” invertida, que en las hembras es de color marrón oscuro y en los machos es menos visible (Figura 25.1). Otra característica de las hembras está en la punta de las alas anteriores, que es ligeramente arqueada, lo que no ocurre en los machos. La envergadura alar de los machos es de 45 mm, en promedio, mientras que para las hembras es de 50 mm. La relación de sexos es de 1:1. La polilla es de vuelo rápido y en el día se posan sobre el follaje de las plantas, cuando se intenta capturarlas se dejan caer semejando una hoja seca, pero cuando llegan al suelo emprenden el vuelo. Este medidor es de hábitos nocturnos, se observan en cópula temprano en las mañanas, en lugares oscuros y ovipositan en el follaje (Bustillo, 1976a).

Las hembras adultas depositan masas de huevos en el follaje (Figura 25.2), que pueden contener entre 50 y 200 huevos, pero durante su vida pueden depositar alrededor de 1.000 huevos. Los huevos son esféricos, presentan coloraciones amarillas que se tornan a un color rojo y próximas a emerger la larva son de color gris oscuro.

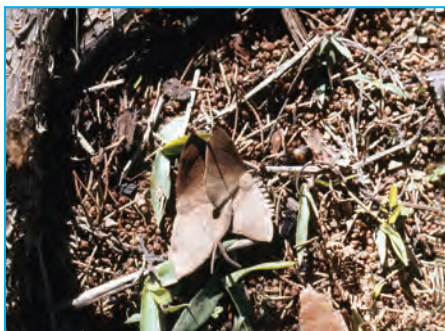


Figura 25.1. Adultos de *Oxydia trychiata* copulando en el suelo, observe un macho a la izquierda y la hembra a la derecha (Foto A. Bustillo).



Figura 25.2. Grupo de huevos de *Oxydia trychiata* sobre el follaje de una planta (Foto A. Bustillo).



Figura 25.3. Larva del defoliador gigante, *Oxydia trychiata* mimetizada con la rama (Foto A. Bustillo).



Figura 25.4. Pupas de *Oxydia trychiata* en el suelo (Foto A. Bustillo).

Al cabo de unos 8 a 10 días emergen las larvas, que atraviesan por 5 a 7 instares, las cuales se alimentan de las hojas de los cafetos infestados. La larva madura es de color marrón claro a oscuro, cabeza marrón oscura y presentan varios pares de tubérculos setales bien desarrollados, pero siempre con un par sobresaliendo hacia la parte posterior. En reposo permanecen rígidas sobre las ramas en forma mimética (Figura 25.3).

El estado larval dura aproximadamente 60 días y las larvas maduras son de color verdoso cuando jóvenes y luego se toman coloraciones marrones. Alcanza una longitud de 60 mm. Cuando completan su desarrollo se descuelgan al suelo para empupar.

La pupa es del tipo obtecta (Figura 25.4) de color marrón oscuro sin brillo y el cremaster es bifurcado, tienen una longitud de 2,8 cm, en promedio, y toma entre 26 y 30 días para que emerja el adulto. El ciclo, desde la eclosión del huevo hasta emergencia del adulto, toma cerca de 90 días (Bustillo, 1976a, 1977).

La mayoría de estas especies se mimetizan en su hábitat, pasando sus estados de larva y adultos desapercibidos.

Daño

La especie *O. vesulia* causó graves defoliaciones en cafetales en el Quindío, en 1969 (Benavides *et al.*, 1969). El daño se manifiesta al consumir el follaje de los árboles, causando defoliación. En infestaciones severas pueden causar la defoliación total de los árboles de café, pero aunque éstos se pueden recuperar, puede registrarse una completa pérdida de la cosecha, si el ataque ocurre en un estado temprano del desarrollo del fruto.

El medidor del ciprés, *Glena bisulca* (Rindge) (Lepidoptera: Geometridae)

Sinonimia: *Catoria unipennaria* Rindge

Con menor frecuencia se han registrado brotes de las especies *Paragonia procidaria* Herrich – Schaefer y *Apicia* sp. (Figura 25.5), especialmente en cafetales en donde se abusa del control químico para el manejo de la broca o el minador. Sin embargo, las defoliaciones causadas por *Glena bisulca* (Rindge) son de mayor magnitud. *G. bisulca* es una plaga



■ ■ **Figura 25.5.** Larva de *Apicia* sp., defoliador ocasional en plantaciones de café (Foto: A. Bustillo).



■ ■ **Figura 25.6.** Huevos de *Glena bisulca* colocados cripticamente en el tronco del árbol (Foto A. Bustillo.).



■ ■ **Figura 25.7.** Larva de último instar de *Glena bisulca* sobre el follaje de ciprés (Foto A. Bustillo).



■ ■ **Figura 25.8.** Adultos de *Glena bisulca* posados en el tronco de un árbol de café (Foto A. Bustillo).

importante de coníferas, especialmente ciprés y pino pátula, pero también puede atacar eucaliptos. En algunos casos, en donde hay cafetales adyacentes a estas plantaciones, los insectos pueden migrar al cafetal y defoliarlo completamente.

Descripción e historia de vida

Los adultos de *G. bisulca* colocan los huevos (Figura 25.6) en la corteza de los árboles debajo de las escamas o resquicios, es decir, no son visibles. Los huevos son ovalados, con estriaciones longitudinales y recién depositados son verdosos y toman una coloración grisácea al momento de la eclosión, la cual demora alrededor de 5 días. La larva atraviesa por 5 ó 6 instares y toma coloraciones verdosas a marrón claro durante su desarrollo, este estado puede durar aproximadamente 35 días (Figura 25.7). Para empujar la larva fabrica un hilo con el cual se descuelga al suelo. La pupa es del tipo obtecta, de color marrón oscuro brillante y al cabo de unos 25 días emergen los adultos. Los adultos son polillas blancas con marcas negras en todas las alas, que les dan un aspecto grisáceo y un gran mimetismo cuando se posan en los troncos de los árboles, en donde permanecen en reposo durante el día (Figura 25.8); son de hábitos nocturnos y durante la noche copulan y colocan los huevos. El ciclo de huevo a emergencia de adultos, bajo condiciones de la zona cafetera (21°C), toma alrededor de 70 días (Bustillo, 1976b).

Daño

El daño, como en el caso de las especies de *Oxydia*, lo ocasionan las larvas cuando se están alimentando. Se han observado lotes de cafetos completamente defoliados por la acción de *G. bisulca*, los cuales han perdido totalmente la cosecha al “palotearse” el árbol (Figura 25.9). Afortunadamente esta plaga no prospera a otras generaciones y sucumbe por acción de sus enemigos nativos.

Manejo de poblaciones

Los ataques de defoliadores en los cafetales causan daños económicos y esto se debe principalmente al abuso o uso indiscriminado de insecticidas químicos para el control de otras plagas, los cuales eliminan sus enemigos nativos. Por lo tanto, dada la fauna benéfica tan abundante que tienen estas plagas, no se recomienda el control con insecticidas químicos. Se ha demostrado que esta fauna es capaz de



Figura 25.9. Árboles de café defoliados por *Glana bisulca* (Foto: A. Bustillo).

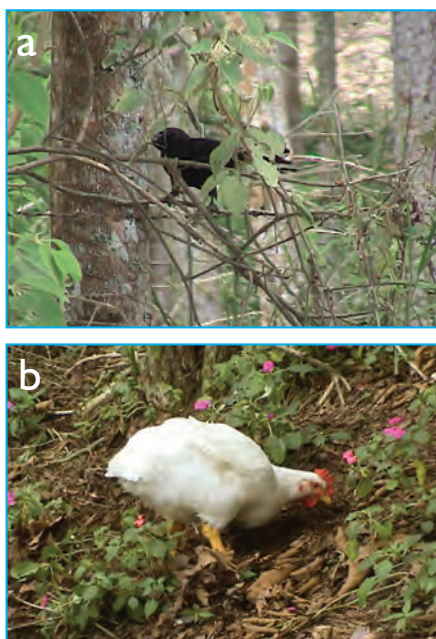


Figura 25.10. a. ave predando sobre adultos b. gallina consumiendo pupas en el suelo del defoliador *Glana bisulca* en Colombia. (Foto: A. Bustillo).



Figura 25.11. Larva de *Oxydia trychiata* infectada con un virus poliédrico granuloso. (Foto A. Bustillo).

mantener las poblaciones de los defoliadores a niveles que no causen daño económico (Bustillo y Drooz, 1978).

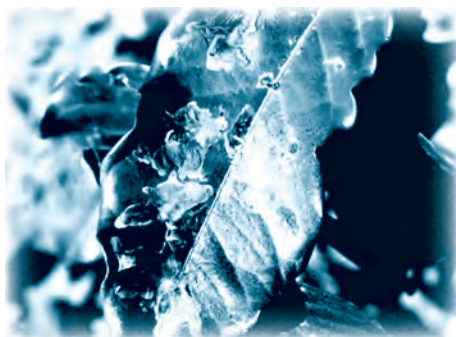
Estos insectos tienen muchos enemigos entre los grupos de parasitoides predadores y entomopatógenos. Entre los parasitoides, los más importantes son los que atacan el estado de huevo, es común encontrar especies de los géneros *Telenomus* y *Trichogramma*. También se encuentran especies de *Apanteles*, *Cotesia* y *Casinaria* atacando las larvas de primeros instares. En los estados de larva y pupa existe una gama importante de avispas de la familia Ichneumonidae y moscas de la familia Tachinidae realizando el control de estos estados (Bustillo, 1978; Bustillo y Drooz, 1978). Las aves realizan una labor importante en la depredación de adultos y también sobre pupas en el suelo (Figura 25.10).

Es común encontrar entomopatógenos tales como virus poliédricos (Figura 25.11) y hongos del género *Cordyceps*. Si las poblaciones están fuera de control se recomiendan aspersiones con formulaciones de *Bacillus thuringiensis* y del hongo *Beauveria bassiana*, además de liberaciones de parasitoides de huevos como *Telenomus alsophilae* (Drooz et al., 1977; Bustillo y Drooz, 1977).

Literatura citada

- BENAVIDES G., M.; SILDARRIAGA, A.; ZENNER - POLANÍA, I. 1969. Gusano medidor del café. Hoja Divulgativa No. 003. ICA, Programa de Entomología, Bogotá, Colombia, 2 p.
- BENAVIDES G., M. 1974. Gusanos medidores en cafetales. Avances Técnicos Cenicafe, No. 33, Chinchiná, Colombia, 4 p.
- BUSTILLO, A. E. 1976a. Estudio biológico del medidor gigante *Oxydia trychiata*, plaga de coníferas en Colombia. Revista Colombiana de Entomología, 2 (2): 41-61.
- BUSTILLO, A. E. 1976b. Diferencias en el ciclo de vida e incidencia en el número de instares del *Glana bisulca* (Lepidoptera: Geometridae) a diferentes temperaturas ambientales. Revista Colombiana de Entomología, 2 (3): 99-103.
- BUSTILLO, A. E. 1977. Influencia de varias dietas naturales y de la temperatura en el desarrollo del *Oxydia trychiata*. Revista Colombiana de Entomología, 3 (1):1-6.

- BUSTILLO, A. E. 1978. Manejo integrado de plagas forestales en Colombia. *In*: Seminario sobre manejo de plaguicidas y protección del ambiente. Bogotá, febrero 13-17 de 1978, p. 251-264.
- BUSTILLO, A. E. 1979. ¿Qué causa los brotes de *Glena bisulca*? Recomendaciones sobre su manejo. *In*: Seminario sobre plagas forestales en Colombia. SOCOLEN, Seccional Antioquia, Medellín, septiembre 6-7 de 1979.
- BUSTILLO, A. E.; DROOZ, A. T. 1977. Cooperative establishment of a Virginia (USA) strain of *Telenomus alsophilae* on *Oxydia trychiata* in Colombia. *Journal of Economic Entomology*, 70 (6): 767-770.
- BUSTILLO, A. E.; DROOZ, A. T. 1978. Control biológico del gusano medidor gigante del ciprés. Plegable de Divulgación No. 127. ICA, Regional No. 4, Medellín, 12 p.
- CÁRDENAS, R. 1976. Biología del gusano medidor del cafeto. *Revista Cenicafé*, 27 (1): 45 – 48.
- DROOZ, A. T.; BUSTILLO, A. E.; FEDDE, G. F.; FEDDE, V. H. 1977. North American egg parasite successfully controls a different host genus in South America. *Science* Vol. 197, July 22, 1977, p. 390-391.
- WHEATLEY, P. E. 1963. The giant coffee looper, *Ascotis selenaria reciprocaria*. *East African Agric. For. Journal*, 29: 143 – 146.



CAPÍTULO 26

El minador de la hoja del cafeto, *Leucoptera coffeellum* (Guérin-Méneville) (Lepidoptera: Lyonetiidae)

Álex Enrique Bustillo Pardey

Sinonimia: *Elachista coffeella* Guérin – Meneville 1842, *Leucoptera coffeella* (Guérin – Meneville) 1895. (Roba, 1936), *Perileucoptera coffeella* (Guérin – Meneville).

Varios autores han discutido la validez del nombre científico del minador de la hoja del cafeto, *Leucoptera coffeellum* (Guérin – Meneville), pero se ha llegado a la conclusión de que ni el género *Perileucoptera* ni la especie *coffeella* son apropiados (Cantor y Cárdenas, 2001). Este insecto fue descrito en 1842, de especímenes recolectados en Guadalupe y Martinica, y sólo se lo ha encontrado en cafetales de Centro y Suramérica.

Existen otras tres especies de *Leucoptera* que se alimentan de las hojas del cafeto en África, éstas son: *L. meyricki* (Guesquiere), *L. coma* (Guesquiere) y *L. caffeina* Washbourn. La única especie registrada en Asia es *L. caffeina* (Crowe, 1964, 2004; Lan y Wintgens, 2004).

Descripción e historia de vida



■ ■ **Figura 26.1.** Adulto del minador de la hoja del café, *Leucoptera coffeellum*.

Leucoptera coffeellum es una plaga muy importante en la mayoría de las regiones cafeteras de América, se considera monófaga, debido a que sólo es capaz de atacar plantas de café, y su nombre se deriva de la capacidad que tienen de formar minas o galerías en la epidermis de la hoja, como consecuencia ocurre la destrucción del tejido de empalizada por la alimentación de las larvas.

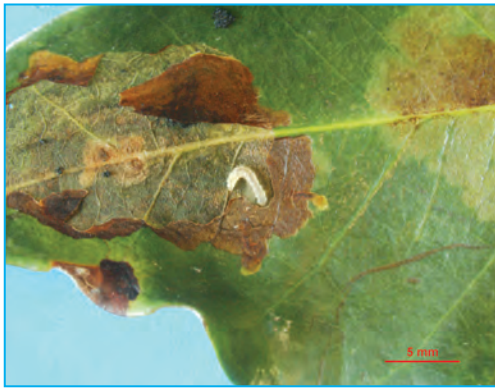
La biología y los hábitos de *L. coffeellum* han sido estudiados en varias partes de América, como Brasil (Guerreiro, 2006), Colombia (Roba, 1936; Reyes, 1973; Cárdenas y Benavides, 1974; Cárdenas 1991) y Centro América (Carrillo y Campos, 1990). Un recuento de estos estudios se presenta a continuación:

El adulto de *L. coffeellum* (Figura 26.1) es un microlepidóptero de hábitos crepusculares. Los adultos son pequeñas polillas

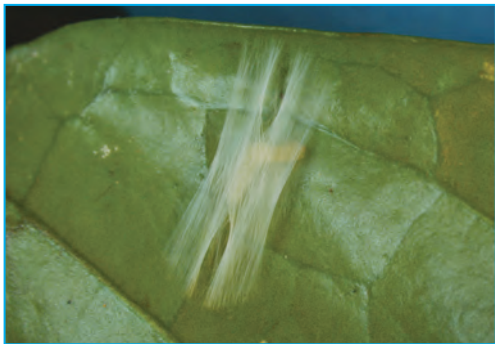
blanco plateadas con bordes de color café oscuro en la punta de las alas, poseen antenas largas del tamaño de su cuerpo y miden de 2 a 3 mm en longitud y 6,5 mm de envergadura. Este insecto presenta dimorfismo sexual con una relación de sexos de 1:1.

Las hembras adultas de *L. coffeellum*, depositan los huevos individualmente en la haz de las hojas de café. El huevo tiene un aspecto gelatinoso, es ovalado y translúcido, y es difícil de observar a simple vista. La duración del estado de huevo es de 6 a 10 días.

Después de la emergencia, las larvas de *L. coffeellum* penetran en el tejido de la hoja por la parte inferior del huevo, la cual está en contacto con la epidermis de la hoja. El minador pasa por cuatro instares larvales,



■ **Figura 26.2.** Larva de *Leucoptera coffeellum*, removida de la mina en una hoja de cafeto (Foto: J. C. Ortiz).



■ **Figura 26.3.** Larva de *Leucoptera coffeellum*, construyendo el pupario sobre una hoja de cafeto (Foto: J. C. Ortiz).



■ **Figura 26.4.** Daño al follaje del café causado por el minador de las hojas *Leucoptera coffeellum*. (Foto: A. Bustillo)

el estado de larva dura entre 16 a 26 días, a temperaturas de 20°C, en promedio, y permanecen todo el tiempo dentro de las minas que hacen en las hojas. Las larvas completamente desarrolladas miden cerca de 5 mm de largo (Figura 26.2).

Una vez completa el estado larval, la larva sale de la mina y empupa sobre la hoja, tejiendo previamente un capullo blanco entrelazado en forma de equis (X) en el envés de la hoja (Figura 26.3). Generalmente, la mayoría de las pupas se encuentran en el tercio inferior de la planta. Algunas larvas pueden descolgarse al suelo donde empupan, con la ayuda de un hilo que secretan. El estado de pupa dura cerca de 14 días a 20°C. El ciclo total de *L. coffeellum*, en función de los cambios de temperatura, varía entre 30 y 45 días en cafetales con temperaturas de 20 a 22°C.

En el campo, los adultos del minador se alimentan de la mielecilla producida por muchas arvenses. La cópula ocurre en la noche, aunque también puede ocurrir en las mañanas. Durante el día se los observa reposando en el envés de las hojas y cuando se disturban realizan vuelos cortos.

El período de preoviposición es de 3,6 días para las hembras que se mantienen a 20°C. Se ha observado que el insecto no oviposita en zonas con temperaturas por debajo de 18°C. El número de huevos por hembra es bastante variable, en promedio las hembras colocan 75 huevos en 13 días, y la mayoría de los huevos los colocan al cabo del cuarto día.

Daño

Los brotes de este insecto son comunes en plantaciones de café localizadas a bajas altitudes (< 1.200 m), caracterizadas por ser calientes. Durante épocas secas y cuando se aplican insecticidas a menudo se presentan incrementos notables en las poblaciones del minador.

Muy pronto, después de la emergencia, las larvas perforan la parte superior de la epidermis de la hoja y penetran el mesófilo, alimentándose del tejido de empalizada. Las lesiones que se forman entre la epidermis, también llamadas galerías o minas, tienen formas irregulares en los márgenes, son pálidas a amarillas y luego se tornan de marrones (Figura 26.4).

La superficie necrosada de la hoja reduce la fotosíntesis y la reducción de la producción se debe principalmente a la pérdida de la hoja, provocada por el incremento en el nivel de etileno, principalmente cuando las lesiones están cercanas al pecíolo.

La caída de las hojas minadas es más grande en el tercio superior de la planta y las pérdidas en la producción están directamente relacionadas a la intensidad del ataque y con el período en el cual ocurren. Además del daño directo, un ataque intensivo de *L. coffeellum* provoca el debilitamiento de las plantas. Se estima que una pérdida del 61% de las hojas causa una reducción del 70% de materia seca en el tronco, 60% en las raíces y 50% de la actividad fotosintética en el resto de las hojas.

Manejo de poblaciones

El minador del café se ha vuelto una plaga importante debido al uso irracional de plaguicidas como insecticidas y fungicidas, que eliminan muchos de sus enemigos nativos que habitan en los cafetales. Esto ha sido bien documentado en muchas zonas cafeteras de África y América. Su abundancia es también favorecida durante los períodos secos en sitios con altas temperaturas. Sus ataques son comunes en cultivos localizados por debajo de 1.200 m. Su monitoreo se puede facilitar con el uso de trampas con feromonas que han sido desarrolladas recientemente (Bacca *et al.* 2006).

Las poblaciones se reducen por la acción combinada de las épocas lluviosas y un complejo de enemigos nativos. Entre los predadores se encuentran las avispas *Polybia* spp. y *Polistes* spp., que atacan las larvas dentro de las minas. Por esto es importante favorecer la nidificación de estas avispas. También se observan con frecuencia ninfas de *Chrysoperla externa*, depredando las pupas en formación. Las larvas del minador son atacadas por un complejo de parasitoides considerados los principales reguladores de sus poblaciones, entre éstos se han registrado en Colombia: *Closterocerus coffeellae*, *Horismenus* sp., *Phigalia sarasolai*, *Zagrammosoma zebrilineatum*, *Elachertus* sp., *Aprostocetus* y *Chrysocharis* sp. También ocasionalmente se han encontrado especímenes de adultos del minador infectados por el hongo *Beauveria bassiana* (Cárdenas, 1991).

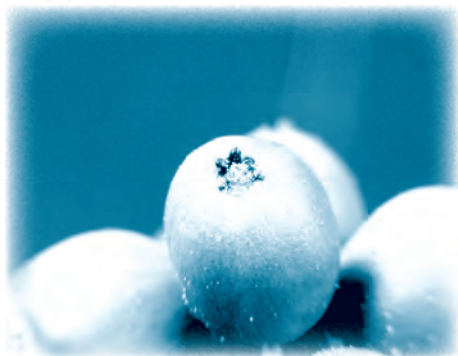
El fomento de esta fauna benéfica junto con el uso racional de plaguicidas y el mantenimiento de arvenses, cubriendo el suelo de los cafetales, son prácticas muy importantes para que las poblaciones de estos insectos no prosperen.

Si la fauna de controladores naturales está ausente, se pueden tratar los focos con un insecticida sistémico en formulación granular incorporado al suelo, de manera que no afecte a la avifauna de los cafetales (Cárdenas y Posada, 2001), aplicado con un tiempo prudencial o de carencia antes de la cosecha para evitar residuos en el producto final.

Literatura citada

- BACCA, T.; LIMA, E. R.; PICANÇO, M. C.; GUEDES, R. N. C.; VIANA, J. H. 2006. Optimum spacing of pheromone traps for monitoring the coffee leaf miner *Leucoptera coffeella*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 119: 39-45.
- CANTOR, F.; CÁRDENAS, R. 2001. Aclaraciones sobre el nombre científico del minador del café. *Revista Colombiana de Entomología*, 27 (1-2): 87-88.
- CÁRDENAS, R. 1991. El minador de las hojas del cafeto. Federación Nacional de Cafeteros de Colombia, Subgerencia General Técnica, Cenicafe, Chinchiná, Colombia, Boletín Técnico No. 14, 31 p.
- CÁRDENAS, R.; BENAVIDES G., M. 1974. El minador de la hoja del cafeto (*Leucoptera coffeella*). *Avances Técnicos Cenicafe*, No. 35, Chinchiná, Colombia. 4 p.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío y Cenicafe. Armenia, Colombia. 120 p.
- CARRILLO, E.; CAMPOS, O. 1990. Manejo integrado del minador de la hoja del cafeto, *Leucoptera coffeella* (Guer. – Men). Anacafe, Subgerencia de Asuntos Agrícolas, Guatemala, Boletín de divulgación, 6 p.
- CROWE, T. J. 1964. Coffee leaf miners in Kenya. *Species and life histories*. *Kenya Coffee*, 29: 222 – 227.
- CROWE, T. J. 2004. Coffee pests in Africa. *In: Coffee: Growing, processing, sustainable production*. Part II: Pests and diseases. Ed. J. N. Wintgens, Wiley – VCH Verlag GmbH & Co. KGaA. p. 421 – 458.
- GUERREIRO, O. 2006. Coffee leaf miner resistance. *Braz. J. Plant Physiol.*, 18 (1): 109-117.

- LAN, C. C.; WINTGENS, J. N. 2004. Major pests of coffee in the Asia – Pacific Region. *In*: Coffee: Growing, processing, sustainable production. Part II: Pests and diseases. Ed. J. N. Wintgens, Wiley – VCH Verlag GmbH & Co. KGaA. p. 459 – 473.
- REYES, J. A. 1973. Fertilidad, fecundidad, longevidad y vigor sexual de *Leucoptera coffeella* Guerin (Lepidoptera: Lyonetiidae). *Acta Agronómica (Colombia)*, 23 (3 – 4): 19 – 26.
- ROBA, R. P. 1936. El minador de las hojas del cafeto *Leucoptera coffeella* Guer. *Revista Cafetalera de Colombia*, 6: 2035 – 2039.



CAPÍTULO 27

La broca de la cereza del café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) Coleoptera: Scolytinae

Álex Enrique Bustillo Pardey

Sinonimia: *Cryphalus hampei* Ferrari, 1867; *Stephanoderes coffeae* Hagedorn, 1910; *Xyleborus coffeivorus* Van Der Weele, 1910; *Xyleborus coffeicola* Campos Novaes, 1922; *Stephanoderes hampei* (Ferrari) (Ticheler, 1963).

Descripción e historia de vida



Figura 27.1. Adulto de *Hypothenemus hampei*, iniciando el ataque de un fruto (Foto. J. C. Ortiz).

La broca del café, *Hypothenemus hampei*, es la plaga más importante en todos los países donde se cultiva el café. Se distribuyó desde África Central, donde se cree que se originó, atravesando África, Asia y Centro y Sur América, por medio del comercio de este grano. En América llegó a Brasil alrededor de 1913. En 1960 se encontró en Perú, en Guatemala en 1971, en Honduras en 1977, en México y Jamaica en 1978, en El Salvador y Ecuador en 1981, en Colombia en 1988, en Nicaragua y Cuba en 1990, en Venezuela en 1995, en Costa Rica en 2000, en República Dominicana en 2004 y en Panamá en 2005 (Bustillo, 2006). El último registro indica su detección en Puerto Rico, en agosto de 2007.

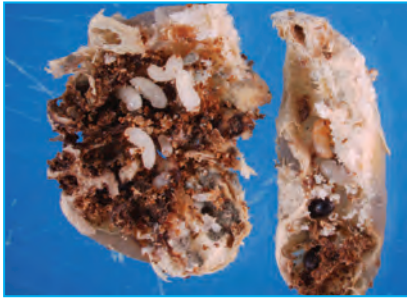
La broca del café es un Scolytinae negro muy pequeño, mide 1,5 mm en longitud, todos sus estados inmaduros se desarrollan

dentro de la cereza del café. La hembra adulta es más grande y robusta que el macho. La relación de sexos favorece a las hembras, en una proporción de 10:1. Los machos copulan con las hembras en el interior de la cereza, pero nunca salen de ésta, no son capaces de volar ni de perforar un fruto de café. El macho vive entre 50 y 75 días, mientras que la hembra puede sobrevivir de 100 a 150 días. La hembra de la broca entra en la cereza por medio de un orificio que ella hace en lo que se conoce como el ombligo del fruto de café (Figura 27.1) (Bustillo et al., 1998).

Una vez adentro, la hembra de la broca hace túneles y deposita huevos a razón de 2 a 3 por día, durante un mes, aproximadamente. El ciclo de vida en cafetales con un promedio de temperatura de 21°C es como sigue:

Los huevos eclosionan en 8 días. Las larvas son blancas, apodas y se alimentan del endospermo del fruto, causando su deterioro comercial o reduciendo su calidad en taza. El estado larval pasa por dos instares y dura aproximadamente 25 días. El estado de pupa dura 15 días (Figura 27.2). El desarrollo completo de huevo a emergencia de los adultos de la broca toma de 45 a 60 días, bajo condiciones de 21°C y 18°C, respectivamente (Bustillo, 2006).

Las hembras fertilizadas emergen y vuelan a buscar frutos de café para penetrarlos, depositar huevos e iniciar un nuevo ciclo. Se estima que solo el 65% de todos los adultos emergidos están fertilizados y sólo éstos son capaces de colonizar exitosamente los frutos de café.



■ ■ **Figura 27.2.** Daño dentro del fruto de café causado por las larvas de *Hypothenemus hampei* (Foto. J. C. Ortiz).

Los frutos de café de diferentes edades de desarrollo pueden ser atacados por la broca. Sin embargo, la broca sólo coloca huevos en aquellos frutos que tienen más del 20% de peso seco; en las regiones cafeteras de Colombia esta condición se alcanza entre los 120 y 150 días de desarrollo del fruto, después de la floración. Normalmente el tiempo óptimo para el ataque de la broca en la zona central cafetera es cuando los frutos tienen más de 150 días. La broca realiza la oviposición en estos frutos al cabo de 4 a 5 días de haber penetrado el fruto. Bajo estas condiciones, la broca sólo es capaz de tener dos generaciones durante el proceso de producción del café (Bustillo, 2006), contrario a lo que se indica en la literatura, que en un año pueden presentar hasta siete generaciones.

Por lo general, la broca se dispersa con la ayuda de los cosecheros, pero la dispersión mediante el vuelo de los adultos también es importante, ya que la broca puede mantenerse en el aire hasta por tres horas y el viento la puede llevar a grandes distancias en corto tiempo. Para encontrar las plantas de café, la broca se guía inicialmente por los volátiles emitidos por la planta durante el proceso de desarrollo de los frutos. La orientación dentro de los cafetales también es asistida por la visión, prefiriendo ir a las cerezas rojas (Bustillo, 2005).

Daño

La broca del café causa el daño al perforar y depositar los huevos en el fruto. Las larvas emergen y se alimentan de la semilla de la cereza destruyéndola. El daño económico se da en dos formas: la caída prematura de los frutos jóvenes infestados por la broca, causando su pérdida total, y los frutos más desarrollados infestados que permanecen en el árbol hasta la cosecha, haciendo que ésta sea de menor valor comercial, mediante la disminución de su peso, y reduciendo la calidad de la taza de café. En el mundo se estima que la broca causa pérdidas anuales de 500 millones de dólares (Bustillo, 2006).

Manejo de poblaciones

La broca es difícil de controlarla con aspersiones de insecticidas, ya que gran parte de su ciclo de vida ocurre en el interior de los frutos, donde estos productos no pueden actuar, por lo tanto, se deben desarrollar otras estrategias de control (Villalba et al., 1995).

Los métodos de control cultural son la base para el manejo de sus poblaciones, se estima que pueden ser responsables entre el 65 y 75% de la reducción de sus poblaciones (Moreno et al., 2001). Estos incluyen prácticas agronómicas de renovación de cafetales, podas apropiadas, manejo de arvenses, zoqueo a tiempo, evitar el escape de la broca durante la cosecha y en el beneficio del café, y lo más importante, practicar una buena cosecha de todos los frutos maduros para evitar que caigan. En algunos países se recomienda recolectar los frutos caídos, al final de la cosecha, pero esto es laborioso y muy costoso. Por lo tanto, para el manejo de las poblaciones de *H. hampei*, es deseable una muy cuidadosa cosecha del café, sin dejar frutos maduros en los árboles y evitando la caída de frutos al suelo (Benavides et al., 2002; Bustillo, 2002).

El enfoque del manejo integrado del cultivo del café es la mejor estrategia para reducir las poblaciones de la broca, a bajos umbrales de daño económico (Bustillo et al., 1995, 1998; Benavides y Arévalo, 2002). Ni la aplicación de insecticidas químicos, ni los métodos de control cultural y biológico han probado ser lo suficientemente efectivos, cuando se utilizan como únicos métodos de control (Villalba et al., 1995; Bustillo, 2002). Sin embargo, cada uno puede tener una contribución importante en un programa de MIP. Los métodos a usar incluyen el monitoreo del insecto, las buenas prácticas de cosecha, evitar el escape de la broca durante el beneficio del café, la introducción de agentes de control biológico, el desarrollo de estrategias de aumento y liberación de benéficos, y la integración de prácticas culturales tales como el Re-Re y el uso del hongo *Beauveria bassiana* para el control de la broca. Cuando sea necesario, se pueden aplicar insecticidas



■ ■ **Figura 27.3.** Adultos de *Cephalonomia stephanoderis* emergiendo de granos de café pergamino infestado por *H. hampei* (Foto: A. Bustillo)



■ ■ **Figura 27.5.** Adulto de *Phymastichus coffea*, parasitando un adulto de *H. hampei* (Foto L. M. Constantino).



■ ■ **Figura 27.4.** a. capullos de *C. stephanoderis* dentro del fruto de café infestado por *H. hampei*. b. larva de *H. hampei* siendo parasitada por una larva de *C. stephanoderis* (Fotos: A. Bustillo)



■ ■ **Figura 27.6.** Adulto de *Hypothenemus hampei* parasitado por *Beauveria bassiana* al penetrar el fruto de café (Foto L. M. Constantino).

apropiados, bajo la supervisión de personal técnico y con operarios capacitados (Bustillo, 2002).

Varios parasitoides atacan la broca del café en África, éstos han sido traídos a Colombia y producidos masivamente para su liberación en los cafetales colombianos. La especie *Cephalonomia stephanoderis* fue la primera en liberarse masivamente (Figuras 27.3 y 27.4) y posteriormente *Prorops nasuta* se crió masivamente en el laboratorio para liberarla en cafetales. El parasitoide de adultos, *Phymastichus coffea*, fue la tercera especie producida masivamente y utilizada en el control de la broca. Esta especie complementa la actividad de las otras dos, ya que ataca el estado adulto de la broca (Figura 27.5). Así mismo, se emplea como controlador biológico el hongo entomopatógeno, *B. bassiana*, que ataca directamente el adulto de la broca al momento de penetrar el fruto (Figura 27.6). Los cuatro organismos benéficos se han puesto a disposición de los caficultores colombianos para que los puedan utilizar en un plan de manejo del cultivo, con el fin de mantener las poblaciones de broca en niveles que no causen daño económico (Aristizábal *et al.*, 1998; Benavides *et al.*, 1994; Bernal *et al.*, 1994; Bustillo y Posada, 1996; Jaramillo *et al.*, 2005; Portilla, 2000).

Literatura citada

ARISTIZÁBAL, L. F.; BUSTILLO, A. E.; OROZCO, J.; CHAVES, B. 1998. Efecto del parasitoide *Cephalonomia stephanoderis* (Hymenoptera: Bethyridae) sobre las poblaciones de *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae) durante y después de la cosecha. Revista Colombiana de Entomología, 24 (3-4): 149-155.

- BENAVIDES, P.; ARÉVALO, H. 2002. Manejo integrado: una estrategia para el control de la broca del café en Colombia. *Revista Cenicafé (Colombia)*, 53 (1): 39 – 48.
- BENAVIDES, P.; BUSTILLO, A. E.; MONTOYA, E. C. 1994. Avances sobre el uso del parasitoide *Cephalonomia stephanoderis* para el control de la broca del café, *Hypothenemus hampei*. *Revista Colombiana de Entomología*, 20 (4): 247-253.
- BENAVIDES, P.; BUSTILLO, A. E.; MONTOYA, E. C.; CÁRDENAS, R.; MEJÍA, C. G. 2002. Participación del control cultural, químico y biológico en el manejo de la broca del café. *Revista Colombiana de Entomología*, 28 (2): 161-166
- BERNAL, M. G.; BUSTILLO, A. E.; POSADA, F. J. 1994. Virulencia de aislamientos de *Metarhizium anisopliae* y su eficacia en campo sobre *Hypothenemus hampei*. *Revista Colombiana de Entomología*, 20 (4): 225-228.
- BUSTILLO, A. E. 2002. El manejo de cafetales y su relación con el control de la broca del café en Colombia. FNC - Cenicafé, Chinchiná, Colombia. Boletín Técnico No. 24, 40p.
- BUSTILLO, A. E. 2005. La comunicación en insectos. ¿Reciben mensajes de las plantas?: El caso de la broca del café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari). En: *Memorias XXXII Congreso Sociedad Colombiana de Entomología*, Socolen, Ibague 27 – 29 de julio 2005. p. 57 – 85
- BUSTILLO, A. E.; POSADA, F. J. 1996. El uso de entomopatógenos en el control de la broca del café en Colombia. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 42: 1-13.
- BUSTILLO, A. E.; VILLALBA, D. A.; OROZCO, J.; BENAVIDES, P.; REYES, I. C.; CHÁVES, B. 1995. Integrated pest management to control the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei*, in Colombia. ASIC, 16e. Colloque, Kyoto, Japan, p. 671-680.
- BUSTILLO, A. E.; CÁRDENAS, R.; VILLALBA, D. A.; BENAVIDES, P.; OROZCO, J.; POSADA, F. J. 1998. Manejo integrado de la broca del café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) en Colombia. Chinchiná, Cenicafé. Editorial Feriva S. A., Cali, Colombia, 134 p.
- JARAMILLO, J.; BUSTILLO, A. E.; MONTOYA, E. C.; BORGEMEISTER, C. 2005. Biological control of the coffee berry borer *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera: Curculionidae, Scolytinae) by *Phymastichus coffea* LaSalle (Hymenoptera: Eulophidae) in Colombia. *Bulletin of Entomological Research*, 95: 1 – 6.
- MORENO, D., BUSTILLO, A. E., BENAVIDES, P., MONTOYA, E. C. 2001. Escape y mortalidad de *Hypothenemus hampei* en los procesos de recolección y beneficio del café en Colombia. *Revista Cenicafé (Colombia)*, 52 (2): 111 – 116.
- PORTILLA, M. 2000. Development and evaluation of new artificial diet for mass rearing *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 26 (1-2): 31-37.
- TICHELER, J. H. G. 1961. Estudio analítico de la epidemiología del escolítido de los granos de café, *Stephanoderes hampei* Ferr., en Costa de Marfil. Traducción: G. Quiceno H. *Revista Cenicafé (Colombia)*, 14 (4): 223 – 294.
- VILLALBA, D. A.; BUSTILLO, A. E.; CHÁVES, B. 1995. Evaluación de insecticidas para el control de la broca del café en Colombia. *Revista Cenicafé (Colombia)*, 46 (3): 152-163.



CAPÍTULO 28

El perforador de las ramas, *Xylosandrus morigerus* (Blandford) (Coleoptera: Scolytinae)

Álex Enrique Bustillo Pardey

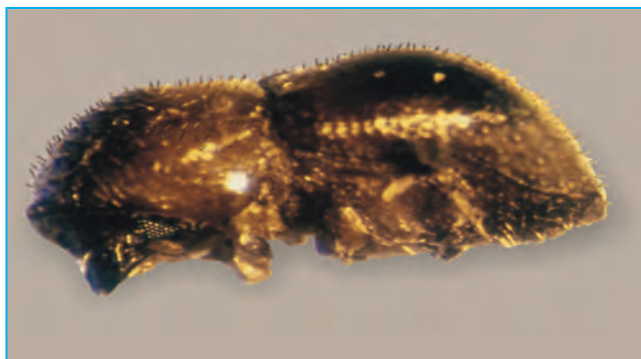
Xylosandrus morigerus (Blandford) está presente en el mundo en todas las áreas donde se cultiva café. Es una plaga polífaga, que afecta otros cultivos de importancia económica. En Colombia se ha registrado su ataque en aguacate, cacao, guandul, orquídeas y vid, además del cafeto (ICA, 1989).

Sinonimia: *Xyleborus coffeae* Wurth, *Xyleborus morigerus* Blandford, *Xylosandrus coffeae* (Wurth), *Xylosandrus luzonicus* (Eggers).

Descripción e historia de vida

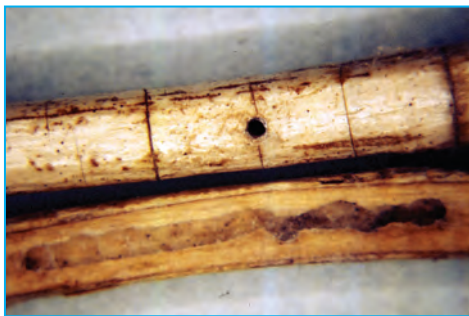
La hembra adulta de *X. morigerus* es de color marrón brillante, con una longitud cercana a los 2 mm, presenta estrías en todo el cuerpo y en los élitros, con puntuaciones claramente impresas en surcos (Figura 28.1).

Las hembras fecundadas abandonan durante el día la galería en donde se desarrollaron y buscan ramas o brotes para perforarlos e iniciar nuevas galerías. El insecto hace un orificio de penetración de 1 mm de diámetro, por lo general en la parte inferior de las ramas, una vez ha barrenado la rama y hacia su parte media, forma una cámara, en la cual deposita los huevos en grupos irregulares. Al perforador le toma cerca de 1 a 3 días para barrenar la rama. Una hembra puede colocar entre 20 a 60 huevos durante 8 a 10 días. Las larvas emergen 8 días más tarde, son blancas, ápodas y vermiformes. *X. morigerus* es un insecto micetófago y sus larvas se alimentan de una capa micelial del hongo ambrosia, *Ambrosiaomyces zailanicus*, que crece en el interior de la galería y es traído por la hembra fundadora (Barrera, 2007b; Benavides, 1961; Benavides y Orozco, 1989; Le Pelley, 1973).



■ ■ **Figura 28.1.** Vista lateral del perforador de las ramas del cafeto *Xylosandrus morigerus* (Tomado de: <http://www.padil.gov.au>).

El estado de larva pasa por tres instares y dura cerca de 10 días, empupa y 10 días más tarde emerge un adulto de color marrón claro. El ciclo completo, de huevo a adulto es de 20 a 40 días. Normalmente, se encuentra un macho por cada 11 a 20 hembras. El apareamiento ocurre dentro o muy cerca de la galería, el macho no tiene alas y nunca deja el huésped en que se crió. La oviposición y expansión de la galería continúa por algún tiempo y esta galería puede llegar a contener hasta 80 descendientes, en varios estados de desarrollo. (Barrera 2007b; Benavides y Orozco, 1989).



■ ■ **Figura 28.2.** Daño causado por *Xylosandrus morigerus* en plantas de café (Tomado de: <http://www2.tap-ecosur.edu.mx/mip/fotos/Taladrador%204.jpg>).

Daño

El perforador de las ramas es capaz de atacar árboles de café vivos y puede causar daños importantes al barrenar las ramas y tornarlas quebradizas (Figura 28.2). Sin embargo, el daño principal es causado por la asociación con el hongo ambrosia, en los tejidos alrededor de las galerías; en ramas delgadas este hongo puede dispersarse rápidamente sobre la circunferencia de la rama, la cual finalmente se rompe. El daño se reconoce porque el árbol presenta hojas secas en el ápice de la rama infestada, y si la rama tiene frutos éstos son vanos. Cuando el ataque se presenta en varios árboles, éstos tienen las características de un paloteo (Benavides, 1961).

Manejo de poblaciones

El control cultural es la forma más eficiente de reducir las poblaciones de este perforador, mediante la poda de las ramas afectadas y posterior retiro de la plantación.

Sobre *X. morigerus* no se registran parasitoides nativos en algún país de América, aunque en Java se encontró *Tetrastichus xyleborus*. En Ecuador se ha registrado que este insecto ha sido depredado por las hormigas *Crematogaster* spp., *Leptothorax* spp., *Pheidole* spp., *Pseudomyrmex* spp., y *Solenopsis* spp. (Barrera, 2007b). Por otra parte, el hongo *Beauveria bassiana* se ha encontrado atacando adultos, tanto en Ecuador como en Colombia, sin embargo no hay información sobre programas de control biológico de esta plaga.

Literatura citada

- BARRERA, J. F. 2007b. Proyecto Taladrador de las ramas del café robusta. Grupo de investigación de Ecosur en zonas cafetaleras. <http://www2.tap-ecosur.edu.mx/mip/mip.htm>.
- BENAVIDES G., M. 1961. El *Xyleborus morigerus* Blandford en Colombia. Revista Cenicafé, 12 (1): 17 – 28.
- BENAVIDES G., M.; OROZCO, J. 1989. El pasador de las ramas del cafeto. Cenicafé, Avances Técnicos No. 142, Chinchiná, Colombia. 4 p.
- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4a edición, Bogotá, Colombia, 662 p.
- LE PELLEY, R. H. 1973. Las plagas del café. Editorial Labor, S. A., Barcelona. Traducción: Subirana, Aliberas y León. 693 p.



CAPÍTULO 29

La hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae)

Alex Enrique Bustillo Pardey y Zulma Nancy Gil Palacio

Sinonimia: *Prenolepis fulva* Mayr, *Nylanderia fulva* (Mayr).

Antecedentes

La hormiga loca, *Paratrechina fulva*, que debe su nombre común a que su desplazamiento es muy rápido y sin un rumbo definido, es un insecto introducido a Colombia en los años 70 del siglo pasado, con la esperanza de que sirviera como controlador biológico de la hormiga arriera, *Atta* spp., y de las serpientes en las zonas ganaderas (Zenner-Polanía, 1992). Esta hormiga es originaria del Brasil, país donde no es plaga, sino que es considerada como un enemigo natural muy eficiente de serpientes y de otras hormigas, que causan daños a cultivos agrícolas. En Colombia este insecto se ha constituido en una plaga seria, con repercusiones ambientales, sociales y económicas.

Distribución en Colombia

La hormiga loca se encontró inicialmente en los municipios de Fusagasugá, El Colegio y San Antonio del Tequendama (Cundinamarca). Posteriormente en Puerto Boyacá (Boyacá), Gamarra (Cesar), Sonsón (Antioquia), La Dorada (Caldas) y Anapoima (Cundinamarca), así como en barrios del Noroccidente de Bogotá. Los últimos registros la localizan en: Landázuri y Cimitarra (Santander), en Buga y Palmira (Valle del Cauca), y en la cuenca del río Suárez entre Barbosa, Santana y Moniquirá (Boyacá) (Cárdenas, 1982).

En la zona central cafetera se encontró en 1984, en Marsella (Risaralda), y en 2001 en el casco urbano y algunas fincas de Chinchiná, Palestina y Manizales (Caldas) (Posada *et al.*, 2002).

Todo lo anterior indica que la hormiga loca actualmente se encuentra distribuida en una vasta región de los departamentos de Cundinamarca, Valle del Cauca, Caldas, Antioquia, Santander y Boyacá, en un gradiente altitudinal de 150 a 2.600 m (Arcila *et al.*, 2002).

Descripción e historia de vida

A semejanza de los insectos sociales, la hormiga loca posee tres castas: reinas (Figura 29.1), obreras y machos. Su reproducción es sexual y pasa por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. Los huevos son ovoides, blancos, con una longitud de 0,3 mm y los deposita la reina en grupos de 17 a 25, en el suelo o debajo del material vegetal en descomposición. La larva es cilíndrica, blanca y alcanza 1,8 mm de largo. La pupa es de tipo exarata, blanca y con una longitud de 2,1 mm (Zenner-Polanía, 1992).

Las obreras presentan diferentes tonalidades de color marrón, tres ocelos pequeños, ojos compuestos, antena de 12 segmentos y las mandíbulas son más largas que la mitad de la cabeza (Figura 29.2). Los machos se distinguen de las obreras porque presentan dos pares de alas bien desarrolladas, el tórax es más robusto y el abdomen más largo y delgado, y tienen distintas tonalidades de marrón. El cuerpo está cubierto de muchas setas largas, y las patas y las antenas son largas. Las reinas son de color marrón, más oscuro que las obreras y los machos, y sus patas y antenas son largas. Las antenas tienen 12 segmentos (Zenner-Polanía, 1992).



■ ■ **Figura 29.1.** Reina de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Foto G. Hoyos).



■ ■ **Figura 29.2.** Obrera de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Foto G. Hoyos).



■ ■ **Figura 29.3.** Nido de la hormiga loca, *Paratrechina fulva*.



■ ■ **Figura 29.4.** Asociación entre insectos chupadores y la hormiga loca, *Paratrechina fulva*.

La biología y hábitos de *P. fulva* ha sido documentada por Arcila et al. (2002) y Gómez et al. (2002). Las obreras pasan por tres instares larvales mientras que los machos y las reinas pasan por cuatro instares. En la colonia, las obreras tienen la función de conseguir el alimento y atender todos los estados inmaduros, alimentándolos, limpiándolos y transportándolos a los sitios más apropiados para su desarrollo. El promedio de la duración de los estados de las obreras es como sigue: huevo de 9 a 21 días, larva entre 7 y 15 días, y pupa de 7 a 14 días. El estado larval de la reina toma de 43 a 70 días y la pupa entre 6 y 13 días.

Este insecto es poliginio, es decir que sus colonias tienen un número variable de reinas, a diferencia de otras especies de hormigas que sólo tienen una reina en el hormiguero. En relación con su reproducción se ha encontrado que hay mayor producción de huevos en colonias poliginias que en monoginias. Las colonias poliginias son más estables, con un menor porcentaje de mortalidad en el estado larval y más individuos llegan al estado adulto (Gómez et al., 2002; Arcila et al., 2002).

Las colonias de la hormiga loca también se caracterizan porque los individuos de una colonia pueden vivir o ser aceptados sin problema en otra colonia. La cópula entre reinas y machos ocurre en la colonia, sin vuelo nupcial. Una reina puede colocar una tasa de 21 huevos/día. Los huevos fecundados dan origen a obreras, pero si la colonia lo decide pueden producir reinas. Los huevos no fecundados dan origen a los machos. Cuando la colonia queda huérfana de reinas, éstas se pueden producir por medio de mecanismos no conocidos, utilizando cualquier tipo de larvas. Se ha encontrado que una colonia de hormiga loca se puede desplazar en un cultivo agrícola a una velocidad de 20 m por mes (Gómez et al., 2002).

En sus desplazamientos, una casta de obreras lleva consigo estados inmaduros (larvas y pupas), los cuales son descargados en sitios estratégicos dentro del área de invasión; se cree que estos desplazamientos los hacen para proveer una alimentación adecuada a las larvas. Tan pronto la colonia se molesta, todas las hormigas huyen llevando en sus mandíbulas larvas o pupas, las cuales descargan en otro punto de reunión (Zenner-Polanía, 1992).

La hormiga loca no construye nidos elaborados como la mayoría de las otras hormigas. Construye dos tipos de nidos, los transitorios y los permanentes (Figura 29.3). Los transitorios prevalecen durante la época de lluvia y áreas de reciente colonización. Se encuentran en cualquier sitio del suelo que esté protegido, sobre o entre la hojarasca. Los permanentes, siempre se encuentran en el suelo, en áreas bien drenadas y protegidas, prevalecen durante la época seca. Son sitios siempre ocupados por una colonia grande y abarcan áreas mayores a 1 m² de superficie y 40 cm de profundidad aproximadamente, de acuerdo con la edad del nido se pueden encontrar de 1 a 14 reinas (Zenner-Polanía, 1992).

La hormiga loca se alimenta de sustancias líquidas y sólidas. La porción líquida consiste en secreciones azucaradas de insectos chupadores (Figura 29.4), jugos de fruta y néctar de flores o de nectarios de ciertas

plantas, y la sólida de proteína animal. Estas hormigas guardan una asociación mutualista con varias especies de insectos chupadores que excretan sustancias azucaradas. La hormiga recibe el alimento de ellos y los insectos reciben protección del ataque de enemigos naturales (Zenner-Polanía y Ruiz, 1985).

La proteína la obtienen al alimentarse de otros insectos y animales como aves, animales domésticos, culebras y lagartijas. Las regiones colonizadas por la hormiga loca se caracterizan por una marcada reducción de insectos herbívoros, colonias de termitas y otras hormigas, y ausencia de aves, serpientes y lagartijas (Cárdenas y Posada, 2001).

Daño

Recientemente en la zona cafetera se han detectado ataques serios de la hormiga loca en cafetales. Esta hormiga no pica, sino que causa muchas molestias a los animales y al hombre al invadirlos por las fosas nasales, boca, oídos, ojos o cualquier herida que tengan. El daño que causa la hormiga a las plantas es indirecto y se debe a la simbiosis con insectos chupadores como: escamas, áfidos, moscas blancas. La hormiga traslada a lugares apropiados y protege a los chupadores de la fauna enemiga, logrando que sus poblaciones se incrementen considerablemente, causando una gran proliferación de fumagina y por ende reducción en la capacidad fotosintética de la planta. A su vez la hormiga se beneficia alimentándose de las excreciones azucaradas que ofrecen estos insectos.

En relación con la fauna, la hormiga loca por ser un depredador generalista, causa desequilibrio biológico del ecosistema al atacar todo tipo de animales, reducir la biodiversidad e influyendo negativamente sobre el empleo de la mano de obra humana en las explotaciones agrícolas.

Manejo de poblaciones

Los estudios hechos sobre el impacto de este insecto (Zenner-Polanía y Martínez, 1992) demuestran que el daño que causa sobrepasa los posibles efectos benéficos en el control de otras hormigas y serpientes. Por lo tanto, es importante establecer programas de control basados en estrategias de manejo que involucren toda una región en donde esté distribuida la plaga. Lo anterior se debe al continuo movimiento de la hormiga de un sitio a otro.

Posada *et al.* (2002) presentan varias acciones que se pueden implementar en la finca para reducir las poblaciones de la hormiga. En general, prácticas agrícolas adecuadas como desyerbas, podas y regulación del sombrero, desfavorecen las poblaciones de la hormiga, así como la remoción y destrucción de toda clase de basuras y residuos vegetales.

En un plan de manejo es importante, primero estar seguro de que se trata de la hormiga loca y realizar muestreos para su detección, usando trampas a las cuales son atraídas las hormigas, basadas en proteínas animales como atún, pescado y salchicha, en recipientes colocados en los lotes (Posada *et al.*, 2002). Estas se deben colocar en un número representativo, que cubra el área infestada en la finca.

Si las poblaciones son muy grandes es importante, inicialmente bajarlas aplicando insecticidas de contacto en todo el lote. Finalmente, estas medidas deben ir acompañadas de prácticas de manejo durante un período de unos tres meses con cebos. El uso de cebos ha sido evaluado por diferentes investigadores en el pasado (Zenner - Polanía y Ruiz, 1982; Chacón *et al.*, 2000; Gutiérrez y Calderón, 1977; Gómez y Lastra, 1997). Estos se componen esencialmente de un portador que puede ser un salvado, al cual se le adiciona harina de pescado, que es altamente atractiva a la hormiga, además se le incorpora un insecticida de baja toxicidad en dosis bajas, para que pueda ser llevado por las hormigas al nido y así causar su muerte. En la actualidad el Instituto Colombiano Agropecuario-ICA recomienda el siguiente cebo¹, el cual ha dado resultados satisfactorios de control:

- 9 kg de salvado de trigo bien fino o bagazo de caña bien molido

¹ Comunicación personal con la Dra. Andrea Amalia Ramos, ICA, Sanidad Vegetal, Manizales, enero 2008.

- 3 kg de harina de pescado
- 150 cc de fipronil
- 5 L de agua

La preparación del cebo empieza con la mezcla del bagazo o mogolla con la harina de pescado, hasta lograr la homogeneización. Se recomienda molerlo para conseguir un menor tamaño de partícula, que facilita el transporte por las hormigas, luego se adiciona el fipronil, insecticida que actúa por contacto y por ingestión. Finalmente, se adiciona el agua y se mezcla todo hasta obtener el cebo de consistencia suelta, que permita su dispersión al voleo o en bandas.

Los cebos se deben aplicar hacia el final de las épocas lluviosas y durante el verano. El cebo se puede volver a aplicar unas dos o tres veces, con intervalos de un mes, monitoreando sus poblaciones con las trampas, para así lograr un control satisfactorio de esta plaga. La experiencia indica que después de un tiempo de su aparición y realizando estos controles, las poblaciones de la hormiga sucumben, posiblemente debido a factores climáticos o bióticos que se desconocen (Zenner-Polanía, 1992).

Literatura citada

- ARCILA, A. M.; GÓMEZ, L. A.; ULLOA-CHACÓN, P. 2002. Immature development and colony growth of crazy ant *Paratrechina fulva* under laboratory conditions (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology*, (39): 2: 307 – 321.
- CÁRDENAS, R. 1982. La hormiga loca. *Avances Técnicos Cenicafe*, No. 101, Chinchiná, Colombia 4 p.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío - Cenicafe, Armenia (Colombia), p. 148-153.
- CHACÓN DE ULLOA, P.; BUSTOS, J.; ALDANA, R. C.; BAENA, M. L. 2000. Control de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae) con cebos tóxicos en la Reserva Natural Laguna de Sonso (Valle, Colombia). *Revista Colombiana de Entomología*, 26 (3-4): 151 - 156.
- GÓMEZ, L. A.; ARCILA, A. M.; LASTRA, L. A.; CHACÓN, P. A. 2002. Algunas bases biológicas para el manejo de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae). *Carta Trimestral, Cenicafe*, 24 (1): 12 – 13.
- GÓMEZ, L. A.; LASTRA, L. A. 1997. Avances en el manejo de la "hormiga loca" *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae) en el cultivo de la caña de azúcar, *Memorias IV Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar. TECNICAÑA*, Cali, Colombia, p. 121 - 131.
- GUTIÉRREZ, Y.; CALDERÓN, H. 1997. Uso de bagacillo como componente del cebo para el control de Hormiga loca *Paratrechina fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae). *Memorias IV Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar. TECNICAÑA*, Cali, Colombia, p. 63-73.
- POSADA, F. J.; VÉLEZ, M.; HOYOS, J.; CÁRDENAS, R.; PELÁEZ, J. J. 2002. Reaparece la hormiga loca, *Paratrechina fulva*, en la zona central cafetera. *Avances Técnicos* No. 302, Cenicafe, Chinchiná, Colombia), 8 p.
- ZENNER-POLANÍA, I. 1992. Aspectos biológicos y manejo de la hormiga loca. *In: Seminario: Hormigas: características, daños y manejo. Memorias: Miscelánea Sociedad Colombiana de Entomología*, No. 24, Palmira, Colombia, p. 32 – 41.
- ZENNER-POLANÍA, I.; MARTÍNEZ, O. 1992. Impacto ecológico de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Mayr), en el Municipio de Cimitarra (Santander). *Revista Colombiana de Entomología*, 18 (1): 14-22.
- ZENNER-POLANÍA, I.; RUIZ, N. 1982. Uso de cebos contra la hormiga loca *Nylanderia fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 8 (1-2): 24-31.
- ZENNER-POLANÍA, I.; RUIZ, N. 1985. Hábitos alimenticios y relaciones simbióticas de la "hormiga loca" *Nylanderia fulva* con otros artrópodos. *Revista Colombiana de Entomología*, 11: 3- 10.



CAPÍTULO 30

La chinche de la Chamusquina del café *Monalonion velezeangeli*, nueva plaga del café en Colombia

Hilary Johana Ramírez Cortés, Álex Enrique Bustillo Pardey,
Zulma Nancy Gil Palacio, Pablo Benavides Machado

Antecedentes

En la zona cafetera del departamento del Huila se ha registrado desde 1998 un disturbio no identificado antes, en cafetales de los municipios de La Plata, La Argentina, Paicol y El Pital el cual inicialmente fue atribuido a un daño por un hongo del género *Phoma*. El problema se inició en la vereda La Palma del municipio de La Plata y luego se dispersó al resto de los municipios señalados con anterioridad. La zona afectada se caracteriza porque pertenece al Ecotopo 213B y estos municipios se encuentran a lo largo de la Vertiente Oriental de la Cordillera Central, en la Serranía de Las Minas, la cual está influenciada por las corrientes frías del Parque Natural del Puracé. Es una zona limítrofe con el departamento del Cauca, con altas precipitaciones y humedades que pueden llegar al 97%. Las temperaturas durante el día se caracterizan porque son bajas en la mañana y en la noche, alrededor de los 15°C, y alcanzan los 22°C hacia el medio día. La caficultura afectada por este disturbio se encuentra entre 1.650 y 2.000 m de altitud (Campos, 2008).

El problema se ha observado en todas las variedades cultivadas en las regiones afectadas como son: Típica, Caturra y Variedad Castillo®, y la mayoría de los productores tienen planes de producir cafés especiales, son de escasos recursos y con una tenencia de tierra inferior a 1,5 ha, en promedio (Campos y Castro, 2007).

El daño se presenta en los brotes nuevos de las hojas, en donde se ven numerosas lesiones y, finalmente, éstas se secan y se rompe el tejido foliar. Las lesiones al unirse forman áreas grandes de tejido necrosado y dan la apariencia de hojas quemadas, razón por lo cual los agricultores la denominan “chamusquina”. El disturbio induce a la planta a una producción continua de follaje, causando un menor crecimiento en las plantas y proliferación de hojas, pero con escasa formación de frutos.

El problema de la chamusquina en el Huila, permaneció mucho tiempo confinado a una área de cafetales muy pequeña, pero a partir del año 2000 se incrementó y empezó a causar alarma entre los caficultores, que debido a su desconocimiento, empezaron a aplicar fungicidas e insecticidas en forma indiscriminada para lograr su control, con resultados poco satisfactorios. Para el año 2007, se estimó que en estos municipios habían 22 veredas con cerca de 1.300 ha de cafetales afectados, en mayor o menor grado, por la chamusquina (Campos, 2008).

A comienzos del año 2008, el mismo disturbio se registró en cafetales de Roldanillo y Bolívar en el Valle del Cauca, localizados a alturas por encima de los 1.700 m. Los caficultores indican que la presencia de la chamusquina data de hace casi dos años. Se estima que en esta zona hay cerca de 28 ha de cafetales afectados por este problema y se relaciona con el incremento de cultivos de aguacate en zonas cercanas a los cafetales.

Debido al desconocimiento sobre las causas de la chamusquina, los estudios se enfocaron inicialmente a considerarlo como un problema fitopatológico, después de muchas pruebas no se pudo encontrar ningún agente causal, por lo tanto se procedió a probar la hipótesis de que se trataba de una reacción provocada por el ataque de un insecto chupador (Cenicafé, 2007). El estudio se llevó a cabo usando la estrategia de Investigación Participativa con Agricultores (IPA), para lo cual se aislaron árboles sanos y se dispusieron en



■ ■ **Figura 30.1.** Hembra adulta de la chinche de la chamusquina, *M. velezungeli* (Foto L.M. Constantino).



■ ■ **Figura 30.2.** Daño ocasionado por la chinche de la chamusquina en frutos de aguacate (Foto A. Bustillo).

jaulas, se realizaron muestreos de insectos en árboles afectados en varios municipios, se seleccionaron especies potenciales y se hicieron pruebas para la recuperación de síntomas en plantas sanas de café. Los resultados de esta investigación (Ramírez, 2008), permitieron determinar que el agente causal de la chamusquina, es una chinche perteneciente al género *Monalonion* del orden Hemiptera y la familia Miridae, a la cual se le dio el nombre común de “la chinche de la chamusquina del café” (Ramírez *et al.*, 2008) (Figura 30.1). Este es el primer registro en el mundo de una especie de *Monalonion* atacando árboles de café.

El género *Monalonion* pertenece a la familia Miridae y es de distribución Neotropical, a donde parece estar confinado. Este género presenta características bien marcadas que evitan que sea confundido con cualquier otro de esa familia. La cabeza es ancha y flexionada en su parte anterior, el surco con el tórax es amplio, la unión basal de la antena es corta y robusta, las uniones siguientes se van adelgazando gradualmente y son notoriamente muy pilosas; el cuneo es mucho más largo que ancho (Herrich-Schaeffer, 1873; Distant, 1893). Hasta el momento existen al menos 16 especies de *Monalonion* descritas y son especialmente plagas en cacao, banano y aguacate, en Centro y Suramérica (Abreu, 1971; Carvalho, 1977; Villacorta, 1977; Vargas, 2005). En Colombia, en cacao se presentan las especies: *Monalonion annulipes* Signoret, *M. atratum* Distant, *M. collaris* Distant, *M. dissimulatum* Distant, *M. illustris* Distant y *M. megistan* Kirkaldy (ICA, 1989; Vélez, 1997). Sobre aguacate sólo se ha encontrado la especie *Monalonion velezungeli* (Carvalho y Costa) (Carvalho y Costa, 1988; Vélez, 1997; Quintero, 2006).

Monalonion velezungeli se registró por primera vez en el municipio de Jardín (Antioquia) en 1984, y más tarde se observó en Caldas, La Ceja, Rionegro, Santa Bárbara y Sonsón (Antioquia) (Arango *et al.*, 1991). En Villamaría (Caldas) en la finca “El Guamal”, en un cultivo de aguacate localizado a 2.000 m de altura, este insecto es una plaga de importancia económica. La especie no está confinada solamente a aguacate, también se ha encontrado atacando mora de Castilla, *Rubus glaucus* Benth (Cárdenas y Posada, 2001). Todas estas zonas donde se encuentra la chinche están a alturas entre 1.800 y 2.100 m, son bastante frías, con altas precipitaciones y corresponden a la formación ecológica de bosque húmedo montano bajo.

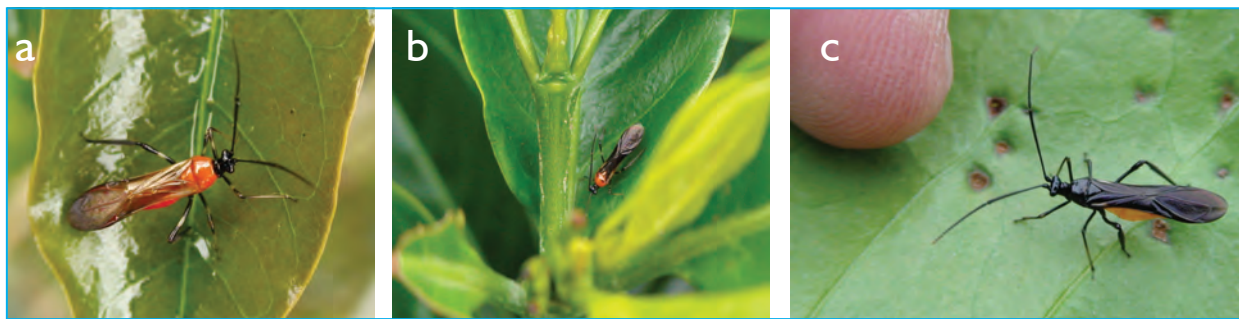
En aguacate, *M. velezungeli* coloca los huevos, insertándolos en las hojas tiernas del tercio superior del árbol. El daño lo realizan las ninfas y adultos al alimentarse de las yemas, cogollos y frutos pequeños del aguacate. Dejan como signo de su alimentación manchas irregulares que con el tiempo necrosan la parte afectada del fruto (Figura 30.2). Esta especie se diferencia del resto de especies relacionadas por las manchas rojizas que tiene sobre sus hemiélitros, es un poco más grande y de coloración más oscura que *M. dissimulatum*. Es diferente de *M. annulipes* por su coloración castaño clara y la ausencia en esta última de las manchas rojizas en sus hemiélitros (Arango *et al.*, 1985).

Descripción de *Monalonion velezungeli*

La descripción taxonómica de esta especie fue hecha por Carvalho y Costa (1988). Los especímenes de *Monalonion* recolectados en cafetales del Huila, presentan características morfológicas idénticas a las relacionadas por Carvalho y Costa, de *M. velezungeli*. Al examinar y comparar los insectos recolectados en el Huila con especímenes paratipos depositados en el Museo Entomológico “Francisco Luis Gallego” de la Universidad Nacional en Medellín, se llegó a la conclusión de que son la misma especie. Otros especímenes recolectados sobre aguacate en Villamaría (Caldas), también resultaron pertenecer a la especie *M. velezungeli*.

A continuación se presentan características constatadas al examinar detalladamente adultos de los especímenes recolectados en café:

- Las antenas son más largas que la longitud del cuerpo, negras, cubiertas de setas o pilosidades muy numerosas, presentan cuatro segmentos o artejos. El primer artejo es corto, ancho y glabro, el resto se van adelgazando hacia su parte terminal. Las setas en el segmento II, son más largas que el ancho de la antena, la densidad de las setas es menor en los otros segmentos.
- La cabeza es negra en ambos sexos, alargada y presenta ojos compuestos prominentes. El protórax es negro tanto en el macho como en la hembra; el meta y mesotórax en la hembra es pardo rojizo, y varía en los machos de completamente negro a algunas manchas negras en el mesotórax.
- El aparato bucal o rostro es del tipo picador-chupador y se extiende ventralmente entre el primer y segundo par de coxas. Es de color oscuro en sus extremidades y más claro en la parte media.
- Las alas anteriores son del tipo hemiélitro, con la porción basal denominada corium, de forma alargada y engrosada, con un cuneus más largo que ancho. La parte apical es membranosa y de color gris claro en las hembras y más oscuro en los machos. Las alas en reposo sobresalen sobre el abdomen, como mínimo 1/3 de su longitud. En la parte distal membranosa presentan tres sectores con manchas rojizas irregulares tanto en hembras como en machos, que caracterizan y diferencian esta especie de otras cercanas como *M. atratum*. Cuando se observan en reposo, los hemiélitros son amarillo anaranjados con la parte distal más oscura, notándose sobre éstos las manchas rojizas.
- Las patas son negras con una banda blanca en la mitad del fémur, la cual es más visible en el tercer par de patas. Esta característica la separa de *Monalonion parviventre* Herrich – Schaeffer (Carvalho y Costa, 1988). El fémur del tercer par de patas es engrosado hacia sus extremidades. La tibia del primer par de patas, es de color negro en su base y color claro a blanco en la parte distal. Los machos presentan en las tibias muchas pilosidades (setas), las cuales son menos densas en las hembras.
- El abdomen de la hembra adulta es de color marrón claro a rojizo y el del macho un poco más oscuro. El ovipositor es de color marrón oscuro y alcanza una longitud cercana a la mitad de la longitud del abdomen.
- Las hembras adultas miden de 12 a 13 mm de largo, la cabeza es de color negro brillante, el rostro o aparato bucal es amarillo claro, las antenas son negras (Figura 30.3a). Los machos adultos miden aproximadamente 10 mm, la cabeza es negra, el rostro amarillo anaranjado o completamente negro; los hemiélitros son más oscuros que en las hembras y el abdomen es de color rojizo o amarillo (Figuras 30.3 b y c). Las ninfas son de color amarillo claro con algunas partes o sectores de la cabeza, el abdomen, las patas y las antenas de color rojo; su tamaño varía entre 1,5 mm (primer ínstar) hasta 12 mm en el quinto ínstar (Figura 30.4).



■ ■ **Figura 30.3.** Adultos de *Monalonion*; **a.** hembra; **b y c.** machos (Fotos L. M. Constantino y H. Ramírez).



Figura 30.4. Instares ninfales de *Monalonia vellezangeli* (del primero al quinto instar) (Fotos L. M. Constantino).

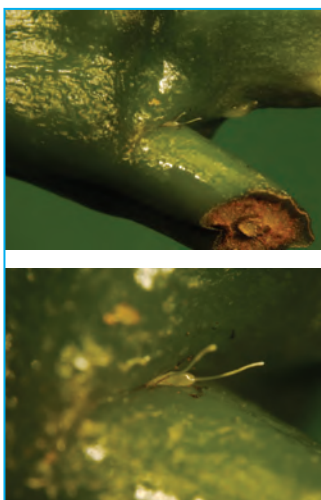


Figura 30.5. Huevos de *Monalonia vellezangeli* insertados en el vértice de ramas del café. Observe dos espiráculos aéreos saliendo del huevo (Foto J. C. Ortiz).

Ciclo de vida y hábitos

Monalonia vellezangeli presenta metamorfosis incompleta, es decir, que su ciclo de vida pasa por los estados de huevo, ninfa y adulto. Las ninfas pasan por cinco instares (Figura 30.4).

En aguacate, los adultos de *M. vellezangeli* viven entre 8 y 12 días, los huevos los colocan insertándolos en el tejido y eclosionan al cabo de 14 días. Los huevos son de color crema, pero a medida que el embrión comienza a desarrollarse se tornan anaranjados. El estado ninfal dura 15 días, en promedio. Los adultos aunque son buenos voladores son fáciles de capturar, se observan en ambientes sombreados, con altas humedades y presencia de arvenses en el cultivo. El ciclo de vida de huevo a adulto toma cerca de 40 días, a una temperatura de 22°C (Quintero 2006). En café, la hembra inserta los huevos en el vértice de la parte terminal de la rama, son de color crema y sólo se pueden observar dos filamentos largos y blancos, por los cuales respiran (Figura 30.5). En cafetos no se conoce la duración de su ciclo vida, sin embargo se espera que bajo las condiciones ambientales de la zona infestada por esta plaga en el Huila, la duración del ciclo de huevo a adulto tome unos 50 a 60 días.

La chinche de la chamusquina del café, es fácil de encontrar en los lotes afectados debido a que es de hábitos libres. Las ninfas se desplazan caminando entre las ramas del tercio superior del cafeto y se ocultan en el envés de los brotes nuevos, cuando se están alimentando. Los adultos son de vuelo corto y se desplazan a los árboles vecinos para alimentarse del follaje tierno. Igual que las ninfas, prefieren ocultarse sobre los brotes tiernos para alimentarse. Las lesiones frescas de chamusquina en los árboles (Figuras 30.6 y 30.7) permiten localizar las ninfas que se encuentran en el envés de las hojas. Si el daño fresco está presente en un grupo de árboles vecinos, es muy probable que el adulto se encuentre en alguno de éstos sobre el envés o la haz de las hojas de los brotes afectados.

Daño en cafetos

Tanto las ninfas como los adultos se alimentan principalmente de los brotes tiernos de la planta, insertando su aparato bucal, que tiene la forma de un estilete, en la hoja, en la cual a los pocos minutos aparece una mancha clara que más tarde se torna de color café (Figuras 30.6 y 30.7). Una sola chinche por árbol puede causar hasta 10 lesiones de este tipo en una hoja, en un período aproximado de 30 minutos, y se ha observado que en un período de 24 horas puede atacar todos los brotes tiernos del árbol. De lo anterior se puede inferir que el nivel de umbral económico es muy bajo y no se pueden permitir poblaciones de la chinche superiores a un individuo por planta. La chinche tiene una gran actividad nocturna, aunque se puede observar haciendo daño en días fríos y de alta nubosidad.

Los adultos también se alimentan de brotes florales y ocasionan el necrosamiento y pérdida de la flor (Figura 30.8). Como consecuencia del ataque, la planta de café presenta una apariencia de achaparramiento con reducción de las floraciones y por ende, de su producción.



Figura 30.6 Ninfa alimentándose de hojas tiernas de café. Obsérvese las manchas producidas (Foto: L. M. Constantino).



Figura 30.7. Lesiones recién hechas por *Monalonion velezensis* (Foto H. Ramírez).

Las lesiones de chamusquina presentan variación en la forma y el tamaño, dependiendo principalmente del estadio ninfal de la chinche. Las lesiones recién hechas son de consistencia húmeda y cafés, mientras que las lesiones viejas son de consistencia seca, de color oscuro y las hojas afectadas presentan necrosamiento y enroscamiento (Figura 30.9).

Plantas hospedantes

M. velezensis es una chinche polífaga. En zonas cercanas a los cafetales afectados en el Huila se han observado otras plantas con lesiones muy similares a las de chamusquina en cafetales. Éstas son: hojianocho (*Ladenbergia magnifolia*), siempreviva (*Tripogandra cumanensis*), mango (*Mangifera indica*), guayabo (*Psidium guajava*) y sietecueros (*Tibouchina lepidota*) (Ramírez et al., 2008). A los anteriores registros se les adiciona el aguacate, el café y la mora de Castilla.

Enemigos nativos

En lotes afectados por la chinche de la chamusquina del café, se encontraron algunos enemigos naturales como arañas depredando ninfas y un hongo entomopatógeno sobre los adultos (Figura 30.10). Pruebas de laboratorio indican que existen cepas de *Beauveria bassiana* activas contra esta plaga, lo que sugiere la posibilidad de desarrollar programas de control biológico con entomopatógenos. En Antioquia



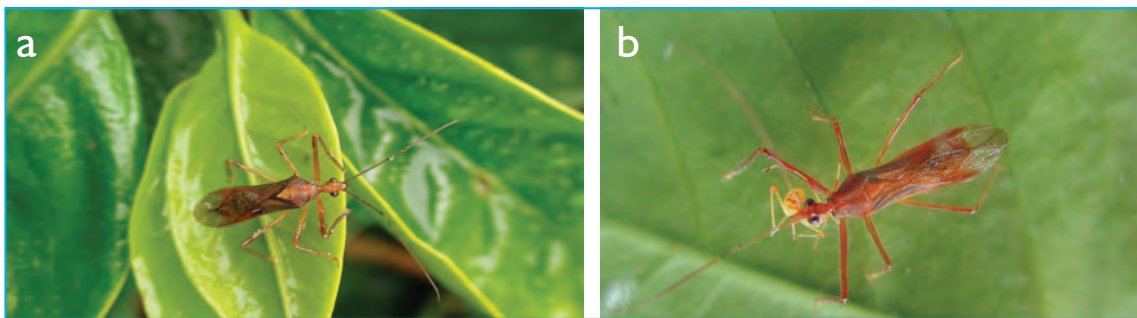
Figura 30.8. Lesiones en brotes florales ocasionados por *Monalonion velezensis*, a. adulto en brote floral; b. daño inicial; c. daño final, (Fotos H. Ramírez).



Figura 30.9. Lesiones viejas ocasionadas por *Monalonion velezensis* (Foto L. M. Constantino).



Figura 30.10. Adulto de *Monalonion velezensis*, infectado por un hongo entomopatógeno (Foto P. Marín).



■ ■ **Figura 30.11. a.** Adulto de *Zelus* sp. (Hemiptera: Reduviidae); **b.** predando una ninfa de *M. velezangeli* (Fotos L. M. Constantino).

se registra la presencia de chinches de la familia Reduviidae depredando ninfas de *M. velezangeli* (Arango *et al.*, 1991). En Roldanillo, se observó una chinche del género *Zelus* (Hemiptera: Reduviidae) depredando ninfas de *M. velezangeli* (Figura 30.11).

Manejo de poblaciones de la chinche de la chamusquina

El control de este insecto debe estar enmarcado en una estrategia de manejo integrado del cultivo, que permita reducir las poblaciones de la chinche y además, mantener el equilibrio bioecológico de las zonas afectadas. La estrategia debe involucrar actividades de monitoreo, control cultural, controles físicos, fomento de la fauna benéfica y uso racional de insecticidas cuando se requieran (Ramírez *et al.*, 2008).

El manejo comprende los siguientes pasos:

- Inicialmente se deben adecuar todos los lotes infestados con la chinche de la chamusquina, dejando prosperar las coberturas de arvenses y aprovechar cuando se hagan renovaciones, el establecimiento de cultivos intercalados, con el objetivo de que la chinche encuentre otras fuentes de alimentación diferentes al café. Se deben seguir las recomendaciones de Cenicafe (Hincapié y Salazar, 2007), sobre el uso del selector de arvenses, para lograr coberturas que además de proteger el suelo, proporcionen refugio a la fauna benéfica.
- El manejo se inicia con una evaluación de la infestación causada por la chinche en el cafetal, con una periodicidad inicial de 15 días. Para esto se recomienda recorrer el lote infestado observando todas las plantas y contabilizando el número de árboles con lesiones frescas sobre el número total de árboles del lote.
- A medida que se hace la evaluación y el registro de la plaga se debe hacer una recolección manual de ninfas y adultos de la chinche, en los árboles con lesiones frescas de chamusquina, buscándolos alrededor de estas lesiones. Es necesario hacer seguimiento cada 15 días para determinar la efectividad de la práctica.
- Si el control cultural no funciona y la población de la chinche amenaza una floración o un crecimiento vegetativo importante, se recomienda la aplicación de insecticidas químicos de categoría III, rotando productos como: malation, pirimifos metil, fenitrothion o clorpirifos en concentración comercial de 4 cc/L, en mezcla con 2 cc/L de un aceite agrícola emulsivo, utilizando 300 L de mezcla por hectárea y realizando una aspersión con un buen cubrimiento.
- Esta aplicación debe ser localizada, sobre los árboles con daños frescos. Se recomienda seguir las prácticas de manejo seguro de plaguicidas y los principios sobre la calibración de equipos de aspersión y operarios.

Literatura citada

- ABREU, J. M. de. 1971. Ensaios de insecticidas no combate ao *Monalonia bondari* Costa Lima, praga do cacauero na Bahia. Cocoa Research Institute, Tafo (Ghana). In: Proceedings, 3. International Cocoa Research Conference. Accra (Ghana). 23-29 Nov 1969, p. 222-226.
- ARANGO, A. E.; ARROYAVE, H. D.; VÉLEZ, R. 1991. Ciclo de vida y hábitos de la chinche del aguacate *Monalonia velezensis* (Carvalho y Costa) (Hemiptera: Miridae) en Antioquia. XIX Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, Socolen, Resúmenes. Manizales, Colombia, julio 15 – 17, 1991, p. 26.
- CAMPOS, G. E. 2008. Diagnóstico del problema denominado "chamusquina" en cafetales de altura del departamento del Huila. Universidad del Cauca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Tesis Agrozootecnista, Popayán, Colombia, 71 p.
- CAMPOS, G. E.; CASTRO, B. L. 2007. Diagnóstico de la "chamusquina" en cafetales. In: Memorias XXVIII Congreso de la Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencia Afines, Palmira, Colombia, Octubre 3 a 5 de 2007. s. p.
- CÁRDENAS, R.; POSADA, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío y Cenicafe. Armenia, Colombia, 120 p.
- CARVALHO, J. C. M. 1984. Miridos neotropicales, CCXLIII: Nuevas especies de la República de Colombia (Hemiptera). Revista Gallesciencia, 1: 11 – 20.
- CARVALHO, J. C. M.; COSTA, L. A. A. 1988. Mirideos neotropicales, CCXCVII: Duas novas espécies do genero *Monalonia* Herrich – Schaeffer (Hemiptera). Rev. Brasil. Biol., 48 (4): 893 – 896.
- CENICAFÉ. CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. 2007. Estudio de los insectos asociados a un nuevo disturbio en café denominado chamusquina. In: Resumen del Informe Anual de Actividades 2007, Cenicafe. Chinchiná (Colombia), p. 91 – 92.
- DISTANT, W. L. 1893. Biologia Centrali – Americana. Insecta. Rhynchota. Hemiptera: Heteroptera. American Museum of Natural History, 1: 246 – 247.
- HERRICH-SCHAEFFER, G. A. W. 1873. *Monalonia*. Ins. IX. p. 168; Walk. Cat. Het. VI, p. 47.
- HINCAPIÉ, E.; SALAZAR, L. F. 2007. Manejo integrado de arvenses en la zona cafetera central de Colombia. Cenicafe, Avances Técnicos 359, Chinchiná, Colombia, 8 p.
- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4a edición, Bogotá, Colombia, 662 p.
- QUINTERO, A. D. 2006. Plagas de aguacate en Colombia. In: Encuentro nacional de la cadena productiva de aguacate, Medellín, noviembre 16 – 18, 2006. <http://www.politecnicojic.edu.co/encuentroaguacate/memorias/16/>
- RAMÍREZ, H. J. 2008. Estudio de los insectos asociados a un nuevo disturbio en café denominado chamusquina. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Tesis Ingeniería Agroforestal, San Juan de Pasto, Colombia, 90 p.
- RAMÍREZ, H. J.; GIL, Z. N.; BENAVIDES, P.; BUSTILLO, A. E. 2008. *Monalonia velezensis*, la chinche de la chamusquina del café. Cenicafe, Avances Técnicos 367, Chinchiná, Colombia, 8 p.
- VARGAS, A. 2005. Evaluación del impacto del chinche (*Monalonia dissimulatum* Dist.) en la producción de cacao orgánico (*Theobroma cacao* L) en Alto Beni. Tesis Ingeniero Agrónomo, UMSA, La Paz, Bolivia, 98 p.
- VÉLEZ, R. 1997. Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: Bionomía y manejo integrado. Segunda edición, Editorial Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia, p. 20-25.
- VILLACORTA, A. 1977. Algunas observaciones sobre la biología de *Monalonia annulipes* Sig., en Costa Rica. Anais da Sociedade Entomologica do Brasil, 6 (2): 173-179.



CAPÍTULO 31

Las babosas en cafetales

Zulma Nancy Gil Palacio

Las babosas se encuentran dentro del reino animal, Phylum Mollusca del orden Gasteropoda, no presentan caparazones o a veces tienen pequeños caparazones internos, en contraste con los caracoles, que tienen una prominente concha. Algunas especies de gran tamaño reciben el nombre de limaco (Bruño, 1978).

Las babosas son herbívoras y de distribución mundial, pueden alimentarse de gran variedad de plantas cultivadas, entre las cuales se encuentran: hortalizas, frutales, flores, papa, frijol, maíz, soya, fresa, pastos, cebolla, repollo y coliflor, entre otros (Fernández, 1982). Se conocen generalmente como plagas en jardines y en plantas ornamentales y hortalizas sembradas en exteriores o en invernadero.

En cafetales se han registrado ataques de babosas en Guatemala, el Salvador y en Colombia. Específicamente en Colombia, en el departamento de Quindío, se registraron ataques de babosas desde la década de los setenta, pero nunca se habían intensificado como en la década de los noventa, cuando en algunas fincas ocurrieron daños en un 15% de plantas jóvenes recién sembradas. Los ataques de babosas tienen una amplia distribución en la zona cafetera colombiana. También se han registrado en Antioquia, Cesar, Risaralda, Cundinamarca y Caldas. En la zona cafetera se han encontrado varias especies de los géneros *Limax* sp., *Dero* sp. y *Vaginulus* sp., que atacan en la etapa de almácigo, a las plantas recién transplantadas y a los chupones de las plantas renovadas por zoca (Posada et al., 2001).

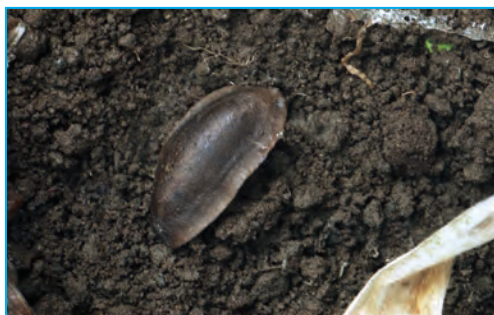
La especie que causa el anillamiento del tallo y que ha sido encontrada con mayor frecuencia en la zona cafetera es *Veronicela* sp. (Stylomatophora: Veronicellidae) (Vélez, 2002) (Figura 31.1).

Descripción e historia de vida

Las babosas son caracoles sin concha y el vestigio de ésta se llama manto. Cuando se desplazan, el cuerpo adquiere la máxima longitud y proyectan dos pares de tentáculos en la cabeza. En el par superior se encuentran los ojos y en el inferior los órganos táctiles y olfatorios. Cuando se arrastran, desprenden una baba o mucus, que es una sustancia viscosa que da visos plateados al incidir en ella directamente la luz (Vélez, 2002).

Son de hábitos nocturnos y su actividad varía de acuerdo a la época del año, según la temperatura y la humedad. El ciclo de vida de las babosas, la velocidad de reproducción y crecimiento dependen de las condiciones climáticas, de la luz y de la disponibilidad de alimento, factores que también determinan la densidad de la población. Las épocas lluviosas no muy intensas favorecen la supervivencia de los huevos, los estados juveniles y su desarrollo. En cambio, épocas muy secas y frías pueden limitar su reproducción (Vélez, 2002).

En la noche se observan caminando por todas partes: en el suelo, sobre plantas, residuos orgánicos o cualquier otro material que se encuentre en el campo, y pueden incluso observarse en las viviendas. En el día es posible observarlas dirigiéndose a lugares húmedos, temprano en la mañana o en días con lluvia y opacos (Posada et al., 2001).



■ ■ **Figura 31.1.** Adulto de babosa (Foto G. Hoyos).

En cuanto a la reproducción, las babosas son hermafroditas, es decir, macho y hembra a la vez, pero no simultáneamente. Primero se activan los órganos masculinos, posteriormente los órganos femeninos. El sistema hormonal regula el inicio de cada fase de la actividad sexual (Wikipedia, 2007).

La duración de la incubación de los huevos está directamente vinculada a las condiciones climáticas, en particular a la temperatura. A 5°C la incubación tarda hasta tres meses, mientras que a 20°C, se reduce hasta dos semanas. La humedad del suelo debe estar entre 40 y 80%. Al salir de los huevos las babosas miden algunos milímetros y son transparentes. Viven de 9 a 18 meses, según la especie y la región donde se encuentren. Las babosas pueden tener una o dos generaciones por año, y en algunos casos una generación cada dos años (Wikipedia, 2007).

Daño causado por *Veronicela* sp.

El ataque de *Veronicela* se presenta con más frecuencia en siembras nuevas o en brotes de las zocas de café, generalmente en árboles menores de un año y sobre tallos menores de 2 cm de diámetro, también se ha observado que atacan almácigos y plantas recién transplantadas (Posada *et al.*, 2001).

El daño consiste en la remoción de la corteza del tallo con su aparato bucal de tipo raspador, el cual recibe el nombre de rádula. Se alimentan del tallo reiteradamente, haciendo pequeñas heridas hasta completar el anillado (Figura 31.2) En algunas situaciones causan heridas leves y en otras, el anillado puede ser parcial o completo. A causa de éste, se remueve la corteza y el floema, con lo que se suspende el transporte de asimilados de las hojas a las raíces y la planta empieza a marchitarse. En observaciones de campo se encontró que si el anillado no es completo la planta puede sobrevivir. Plantas con daño después de ser aporcadadas emiten en la parte superior al daño nuevas raíces y se restablecen. La altura a la cual ocurre la herida es muy variable, lo que indica que las babosas no siguen un patrón definido. La altura de la herida a partir del suelo ocurre a $1,9 \pm 1,5$ cm, en promedio. Igualmente, el ancho de la herida puede variar entre 0,5 y 6 cm, con un promedio de $2,5 \pm 1,1$ cm (Posada *et al.*, 2001).



■ ■ **Figura 31.2.** Daño de las babosas en plantaciones de café. **a.** anillado parcial; **b.** anillado total. haciendo daño en plantas de café. (Foto G. Hoyos).

En el campo el daño se reconoce por la desuniformidad en el desarrollo de las plantas, es posible que los árboles atrasados en su desarrollo presenten problemas de raíces o daños en el tallo. Como este síntoma también se puede asociar a llaga macana o al ataque de cochinillas de las raíces, es necesario una revisión detallada para determinar la causa de su marchitez. Si se encuentran estos síntomas y condiciones favorables para el ataque de babosas, se recomienda hacer trampas, utilizando hojas de plátano secas colocadas en los intermedios de los surcos o en las orillas de los lotes, para atraer las babosas y removerlas de los cafetales (Posada *et al.*, 2001).

Manejo de poblaciones

Las poblaciones de babosas se incrementan durante épocas lluviosas y de alta humedad. El ataque se favorece con las desyerbas drásticas, ya que las babosas al no encontrar sustratos vegetales en el lote, terminan por atacar el cafeto. La presencia de basuras como bolsas plásticas de almácigo, también favorecen sus poblaciones ya que les sirven de refugio.

Control cultural

Existen muchas prácticas que el cafetero puede implementar para mitigar el ataque de las babosas (Caballero *et al.*, 1991; Posada *et al.*, 2001):

- Recolectar manualmente las babosas. Esta práctica se recomienda especialmente para áreas pequeñas.
- Recolectar los residuos de cosecha, basuras, piedras, troncos, bolsas plásticas, etc., que sirven de albergue a las babosas.
- Revisar el material de siembra que entre a la finca, ya que puede llevar babosas adultas, jóvenes o posturas.
- Evitar el uso indiscriminado de herbicidas y de insecticidas de alta toxicidad, porque se elimina la fauna benéfica como aves, batracios, reptiles e insectos benéficos, que depredan babosas.
- Realizar prácticas agronómicas que ayudan a prevenir o disminuir el daño de las babosas. Por ejemplo, hacer los almácigos en la finca para evitar la introducción de las babosas.
- Lograr que las plántulas tengan un buen sistema radical para que puedan resistir mejor el ataque de estos organismos. La fertilización adecuada y oportuna puede contribuir a la recuperación de las plantas atacadas.

Control físico

Consiste en colocar trampas dentro de los lotes afectados. Las trampas más efectivas son aquellas que se construyen con hojas de plátano secas, debido a que atraen las babosas, les brindan alimento y refugio, lo que facilita su recolección (Posada *et al.*, 2001).

Control biológico

Las babosas tienen diversidad de enemigos naturales entre los que se encuentran: aves, larvas de coleópteros de la familia Lampyridae y adultos de coleópteros de la familia Carabidae; también se pueden encontrar parasitoides (Vélez, 2002). Se recomienda estimular la fauna benéfica de batracios (sapos), reptiles (lagartos) y aves como: el cucarachero (*Troglodytes aedon*), la mirla pantanera (*Turdus ignobilis*) y la gallina ciega (*Caprimulgus longirostris*).

Control químico

Los productos químicos más utilizados son los cebos comerciales, que tienen como ingrediente activo metaldehído y carbamatos, pero son muy tóxicos y afectan la fauna benéfica como invertebrados, peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos (Vélez, 2002).

Literatura citada

- BRUÑO, G. M. 1978. Moluscos. *In*: Bruño, G. M., ed. Historia natural; anatomía y fisiología del hombre, zoología, botánica, geología. París, Procuradaria General, p. 163-166.
- CABALLERO, R.; SABILLÓN, A.; ANDREWS, K.; MADRID, T. 1991. Uso de extractos botánicos para evitar daño de la babosa *S. plebeia* F. en frijol común, *Phaseolus vulgaris*. Ceiba, 32 (2): 187-200.
- FERNÁNDEZ DE V., J. 1982. Contribución al conocimiento de las babosas y sietecueros (Mollusca: Gastropoda) que causan daños a la agricultura en Venezuela. Revista Facultad de Agronomía (Maracay), 12 (3-4): 353-386.
- POSADA, J. F.; CÁRDENAS, R.; ARCILA, J.; GIL, F.; MEJÍA, C. G. 2001. Las babosas causantes del anillado del tallo del cafeto. Avances técnicos Cenicafe, Chinchiná, Colombia, No. 289, 8 p.
- WIKIPEDIA, 2007. Las babosas. Consultado en: <http://es.wikipedia.org/wiki/Babosa> Diciembre 20, 2007.
- VÉLEZ, C. P. 2002. Bioecología y manejo del complejo de babosas en el cultivo del café, *Coffea arabica*: Palmira (Colombia), Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia,



CAPÍTULO 32

El gorgojo del café almacenado, *Araecerus fasciculatus* (De Geer) (Coleoptera: Anthribidae)

Álex Enrique Bustillo Pardey

Sinonimia: *Curculio fasciculatus* De Geer, *Araecerus coffeae* (Fabricius), *Anthribus coffeae* Fabricius, *Amblycerus japonicus* Thunberg.

Descripción e historia de vida



Figura 32.1. Adulto del gorgojo del café *Araecerus fasciculatus* (Foto J. C. Ortiz).

Araecerus fasciculatus tiene una distribución Pantropical, es una plaga seria del café almacenado (Mphuru, 1974). Este insecto no ataca sólo café sino que también se puede encontrar en semillas de cítricos, cacao, maní, sorgo, soya, badea y en harina de yuca (ICA, 1989). En otras partes del mundo se señala una gran cantidad de huéspedes de este gorgojo (Woodruff, 1972).

El adulto tiene un cuerpo robusto, el macho tiene de 2,5 a 3,0 mm de longitud y las hembras alcanzan entre 3,5 a 4,5 mm en longitud, tienen una gran capacidad de vuelo y son muy activos. Son de color marrón oscuro, con setas sobre el cuerpo en forma de escamas blanquecinas a amarillentas y un *rostrum* corto y amplio. Las alas son ligeramente más cortas que el abdomen. Las antenas tienen los tres segmentos terminales engrosados (Figura 32.1).



Figura 32.2. Daño del *Araecerus fasciculatus* en granos de café verdes. (Foto G. Hoyos).

Estos gorgojos colocan en el café pergamino huevos solitarios, este estado dura entre 4 a 7 días. El estado larval dura de 33 a 40 días a 23°C, la larva es blanca y ápolea, similar a la de los curculiónidos; inicialmente se alimenta del pergamino y luego perfora la semilla. La pupa es blanca con numerosas setas en todo el cuerpo y demora entre 5 a 11 días. En el laboratorio pueden vivir hasta 115 días. La cópula ocurre después de 4 a 5 días de la emergencia de los adultos, las hembras colocan casi inmediatamente los huevos insertándolos en las semillas de café almacenadas. El promedio de huevos depositados es de 52, con una tasa de tres huevos por día (Benavides y Cárdenas, 1983; Le Pelley, 1973).

Daño

Araecerus fasciculatus debido a su gran capacidad de vuelo puede infestar los productos en el campo y continuar

su desarrollo durante el almacenamiento. Cuando infesta las bodegas hace el daño al grano del café almacenado, especialmente cuando está viejo y guardado bajo condiciones de alta humedad. El adulto perfora el grano seco de café, deposita los huevos y luego la larva se desarrolla internamente y destruye el grano completamente (Figura 32.2). Las pérdidas más importantes son causadas por la contaminación, debido al crecimiento de microorganismos en la parte afectada del grano, lo que reduce considerablemente su valor comercial.

En el pasado Cabal (1956) indica de infestaciones muy serias de estos insectos en las bodegas de Almacafé, donde se mencionan tratamientos para controlar esta plaga en 1,3 millones de sacos, a unos costos muy elevados.

El insecto también se puede encontrar en los cafetales y normalmente ataca los frutos guayaba secos, que no se cosechan y quedan adheridos al árbol. La presencia de pasilla en las fincas sirve de reservorio para la reproducción de estos gorgojos.

Manejo de poblaciones

Para controlar el gorgojo, el café debe almacenarse en áreas secas. Así mismo, secar el café al sol puede matar el insecto, ya que no puede sobrevivir a altas temperaturas, por encima de 37°C. El café pergamino con humedades menores a 12%, es raramente atacado por este gorgojo. Entre las medidas directas de control se contemplan la limpieza de las bodegas de almacenamiento, la regulación de la humedad del grano y las fumigaciones. Estas últimas ofrecen un buen control, pero no eliminan la contaminación de los granos de café. El bromuro de metilo y el dibromuro de etileno son efectivos, pero están siendo retirados del mercado por consideraciones ambientales y de salubridad.

Los enemigos nativos, como los parasitoides *Anisopteromalus calandrae*, *Cephalonomia gallicola* y *Plastanoxus* sp., se encuentran comúnmente atacando los estados larvales de esta plaga, pero su impacto no es suficiente para ejercer un control satisfactorio (Le Pelley, 1973).

Literatura citada

- BENAVIDES G., M.; CÁRDENAS, R. 1983. El gorgojo del café, *Araecerus fasciculatus* (DeGeer). Avances Técnicos Cenicafe, No. 114, Chinchiná, Colombia, 4 p.
- CABAL, C. A. 1956. Biología y control del gorgojo del café, *Araecerus fasciculatus* (De Geer). Rev. Fac. Nal. De Agronomía, Medellín, 17 (49): 49 – 72.
- ICA. INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4a edición, 662 p.
- LE PELLEY, R. H. 1973. Las plagas del café. Editorial Labor, S. A., Barcelona. Traducción: Subirana, Aliberas y León, 693 p.
- MPHURU, A. N. 1974. *Araecerus fasciculatus* (DeGeer) (Coleoptera: Anthribidae): a review. Tropical Stored Products Information, 26: 7 – 15.
- WOODRUFF, R. E. 1972. The coffee bean weevil, *Araecerus fasciculatus* (De Geer), a potential new pest of citrus in Florida (Coleoptera: Anthribidae) Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, Entomology Circular No. 117, 2 p.